

UNIVERSIDAD DE O'HIGGINS
ESCUELA DE CIENCIAS AGROALIMENTARIAS,
ANIMALES Y AMBIENTALES

EVALUACIÓN DEL USO DE COMPOST Y BIOCARBÓN EN LA
MICROBIOTA Y ACTIVIDAD ENZIMÁTICA DE SUSTRATOS DE
USO HORTÍCOLA Y SUS EFECTOS EN EL CRECIMIENTO DE UN
CULTIVO MODELO (*Lactuca sativa* L.).

AMANDA ROSARIO ROZAS NUÑEZ

Tesina presentada para optar al Título Profesional de Ingeniera Agrónoma

Profesora guía
Claudia Rojas Alvarado

Profesor colaborador
Jorge Medina Otárola

2022
San Fernando, Chile

UNIVERSIDAD DE O'HIGGINS
ESCUELA DE CIENCIAS AGROALIMENTARIAS,
ANIMALES Y AMBIENTALES

**EVALUACIÓN DEL USO DE COMPOST Y BIOCARBÓN EN LA
MICROBIOTA Y ACTIVIDAD ENZIMÁTICA DE SUSTRATOS DE
USO HORTÍCOLA Y SUS EFECTOS EN EL CRECIMIENTO DE
UNCULTIVO MODELO (*Lactuca sativa* L.).**

AMANDA ROSARIO ROZAS NUÑEZ

Tesina presentada para optar al Título Profesional de Ingeniera Agrónoma

Calificaciones

PROFESOR/A GUÍA

Claudia Rojas Alvarado
Ingeniero Agrónomo, Doctora en Ciencia del
Suelo y Biogeoquímica

PROFESOR/A COLABORADOR

Jorge Medina Otárola
Ingeniero Agrónomo, Doctor en Ciencias de
Recursos Naturales

PROFESORES EVALUADORES

Rodrigo Contreras
Ingeniero en Biotecnología Vegetal, Doctor en
Genética y Mejoramiento

Paula Toro

Ingeniero Agrónomo, Doctora en Zootecnia y
Gestión Sostenible

2022

San Fernando, Chile

El trabajo tesonero todo lo vence

AGRADECIMIENTOS

Agradezco con todo mi corazón a mis padres y hermano, en especial a mi madre Fanny, quien me inspiró a estudiar Agronomía, y me ha brindado su apoyo desde mis primeros años en la Universidad hasta en este último proceso de tesis, que conllevaron viajes hasta San Fernando, horas en laboratorio y noches de escritura. Sin dejar de lado a mi abuela (Q.E.P.D) y familia que estuvieron siempre presentes dándome su apoyo y ánimo. Como también al amor y calor de mis mascotas cuando necesite su apoyo emocional.

Agradecer a mi profesora guía, Claudia Rojas, quien durante este arduo proceso de escritura me ha entregado las herramientas necesarias para mejorar mi rendimiento, incrementó mi seguridad, creyó en mis capacidades, me abrió oportunidades y me dio la inspiración para la profesional que quiero ser en el futuro. Al profesor Rodrigo Contreras, de quien destaco su disposición, apoyo y el tiempo que me brindó siempre que pudo durante estos años universitarios y en el proceso de escritura de este documento. Al profesor Jorge Medina por sus palabras de aliento y apoyo en esta tesis. Al profesor Humberto Aponte por su ayuda y disposición al enseñarme los procesos en laboratorio.

Asimismo, destaco a Pilar Fuenzalida, quien fue mi ayudante de laboratorio en todo el proceso de mediciones, agradezco su paciencia y arduo apoyo, por darse siempre el tiempo de explicarme y guiarme sin problema alguno.

A Francisca, Camila, Javiera, Pía, Gonzalo, Mathias y Carlos, quienes siempre me mostraron su apoyo y con quien tengo hermosos recuerdos durante este período universitario.

Por otro lado, incluyo en los agradecimientos al Centro ANID PIA/BASAL FB00002, Centro de Ecología Aplicada y sustentabilidad (CAPES), por su financiamiento parcial en

mis tesis. Junto con el apoyo del proyecto Fondecyt de iniciación N°11201107, etapa 2021.

ÍNDICE GENERAL

ÍNDICE DE TABLAS	6
ÍNDICE DE FIGURAS.....	7
RESUMEN.....	10
ABSTRACT.....	11
INTRODUCCIÓN	12
HIPÓTESIS.....	15
OBJETIVO GENERAL	15
OBJETIVOS ESPECÍFICOS.....	15
MATERIALES Y MÉTODOS	16
Elaboración de sustratos (tratamientos a evaluar).....	16
Diseño experimental.....	18
Caracterización fisicoquímica de los sustratos	19
Contenido de agua y masa seca.....	19
Distribución de tamaño o diámetro de partículas.....	20
Densidad aparente	21
Capacidad de retención de agua.....	22
pH y conductividad eléctrica.....	23
Prueba de fitotoxicidad	24

Evaluación de las propiedades biológicas de sustratos	25
Cuantificación de Unidades Formadoras de Colonias (UFCs) de microorganismos heterotróficos aeróbicos cultivables	26
Actividad enzimática de la β -glucosidasa	27
Actividad enzimática de la ureasa	29
Evaluación del estado de crecimiento aéreo y subterráneo de las plantas de lechuga .	30
Determinación de la altura de las plantas	31
Determinación masa seca aérea total	32
Determinación de características morfológicas de las raíces	32
Análisis estadístico	33
RESULTADOS	35
1. Caracterización físico-química de los sustratos.	35
2. Evaluación de las propiedades biológicas de los sustratos.	41
3. Evaluación del estado de crecimiento aéreo y subterráneo de las plantas de lechuga.	44
4. Relación entre las propiedades biológicas de los sustratos con las variables del estado de crecimiento aéreo de <i>Lactuca sativa</i> (variedad Hoja de Roble) y morfológicas de las raíces.	49
DISCUSIÓN	52
CONCLUSIONES	61
REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	62
APÉNDICES	72

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1. Características químicas de las materias primas posibles a utilizar en la elaboración de los sustratos a evaluar en el estudio.....	16
Tabla 2. Composición de los sustratos evaluados (tratamientos).	17
Tabla 3. Tamices utilizados en el estudio (con diámetro de apertura de malla).	20
Tabla 4. Fracciones de rangos de tamaño de apertura de los tamices utilizados.	21
Tabla 5. Valores de la media del Contenido de Agua (CA, %) y Masa Seca (MS, %, o sólidos totales), junto la desviación estándar (DE) por tratamiento.	35
Tabla 6. Valores de la media de la Densidad aparente (D_a , g cm ⁻³), junto la desviación estándar (DE) por tratamiento.	38
Tabla 7. Valores de la media de la Capacidad de Retención de Agua (CRA, %), junto la desviación estándar (DE) por tratamiento.....	38
Tabla 8. Valores de la media del Índice de Germinación (IG, %) de las diluciones 1:10 (10 g: 100 mL) y 1:15 (10 g: 150 mL) de la prueba de fitotoxicidad, junto la desviación estándar (DE) por tratamiento.	41
Tabla 9. Valores de la media del Largo de raíces (L, cm) clasificadas en dos clases de diámetro de raíces denominadas L1 (0 a 0,5 mm) y L2 (0,55 a 0,75 mm), junto la desviación estándar (DE) por tratamiento.....	47
Tabla 10. Valores de la media del Área superficial (AS, cm ²) de las raíces clasificadas en dos clases de diámetro de raíces denominadas AS1 (0 a 0,5 mm) y AS2 (0,55 a 0,75 mm), junto la desviación estándar (DE) por tratamiento.....	48
Tabla 11. Valores de la media del Volumen (V, cm ³) de las raíces clasificadas en dos clases de diámetro de raíces denominadas V1 (0 a 0,5 mm) y V2 (0,55 a 0,75 mm), junto la desviación estándar (DE) por tratamiento.	48
Tabla 12. Valores de la media del Número de puntas (NP, conteo simple) de raíces clasificadas en dos clases de diámetro de raíces NP1 (0 a 0,5 mm) y NP2 (0,55 a 0,75 mm), junto la desviación estándar (DE) por tratamiento.	49

Tabla 13. Matriz de los Coeficientes de correlación de Pearson (r) y significancia ($p \leq 0,05$) de la correlación lineal entre las variables de las propiedades biológicas (UFCs, actividad enzimática de la ureasa y β -glucosidasa) y las variables de crecimiento aéreo (Masa seca y altura de plantas) de la plantas de lechuga y morfológicas de las raíces (largo de raíces, área superficial, volumen de raíces y numero de puntas) de éstas, con un $n=15$.
50

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Diseño experimental del estudio consistente en 5 tratamientos (T1 color azul cielo, T2 color amarillo oro, T3 color verde, T4 color naranja y T5 color lavanda claro), 3 repeticiones por tratamiento, y 20 unidades experimentales por repetición (celdas marcadas en colores). En total se utilizaron 8 bandejas (B1 a B8) para disponer el experimento..... 18

Figura 2. Plantines de lechuga (variedad Hoja de Roble) con 4 a 5 hojas verdaderas cosechados al término del ensayo (30 de noviembre del 2021). T1R1 (80%T, 20%P), T2R1 (70%T,10%C, 20%P), T3R1 (70%T, 5%C, 5%B, 20%P), T4R1 (60%T, 20%C, 20%P) y T5R1 (60%T, 10%C, 10%B, 20%P). Donde T es turba, P es perlita, C es compost y B es biocarbón..... 26

Figura 3. Plantas de lechuga seleccionadas por tratamiento para la evaluación del estado de crecimiento aéreo y subterráneo. T1R1 (80%T, 20%P), T2R1 (70%T,10%C, 20%P), T3R1 (70%T, 5%C, 5%B, 20%P), T4R1 (60%T, 20%C, 20%P) y T5R1 (60%T, 10%C, 10%B, 20%P). Donde T es turba, P es perlita, C es compost y B es biocarbón. 31

Figura 4. Gráfico de barra de la cantidad de partículas por tamiz (%) de las fracciones de apertura de los tamices (mm; A, > 4,75; B, 3,35-2; C, 1,18-0,6; D, 0,25-0,15; E, <0,15) de los tratamientos (sustratos) evaluados. Barras de error indican la desviación estándar de los datos..... 37

Figura 5. Gráfico de barra de la comparación entre los valores de pH de los tratamientos (sustratos) pre y post ensayo. Barras de error indican la desviación estándar de los datos.	39
Figura 6. Gráfico de barra de la comparación de los valores de CE entre los tratamientos (sustratos) pre y post ensayo. Barras de error indican la desviación estándar de los datos.	40
Figura 7. Gráfico de barra del número de colonias de UFCs por tratamiento al final del ensayo. Barras de error indican la desviación estándar de los datos. Las diferencias significativas entre tratamientos se indican con letras diferentes (orden ascendente), con un $p \leq 0,05$	42
Figura 8. Gráfico de barra de la actividad enzimática de la β -glucosidasa de los tratamientos evaluados al final del ensayo. Barras de error indican la desviación estándar de los datos. Las diferencias significativas entre tratamientos se indican con letras diferentes (orden ascendente), con un $p \leq 0,05$	43
Figura 9. Gráfico de barra de la actividad enzimática de la ureasa de los tratamientos evaluados al final del ensayo. Barras de error indican la desviación estándar de los datos. La abreviación “ns” corresponde a “no significativo”, es decir, que no hubo diferencias significativas entre tratamientos.....	44
Figura 10. Gráfico de barra de la altura (cm) de las plantas de lechuga (variedad Hoja de Roble) evaluadas al final del ensayo, por tratamiento. Barras de error indican desviación estándar de los datos. La abreviación “ns” corresponde a “no significativo”, es decir, que no hubo diferencias significativas entre tratamientos.	45
Figura 11. Gráfico de barra de la Masa Seca (MS, g) aérea de las plantas de lechuga (variedad Hoja de Roble) evaluadas al finalizar el ensayo, por tratamiento. Barras de error indican desviación estándar de los datos. La abreviación “ns” corresponde a “no significativo”, es decir, que no hubo diferencias significativas entre tratamientos.	46

ÍNDICE DE APÉNDICES

Tabla 1. Supervivencia alcanzada al término del ensayo a partir de las 20 unidades experimentales por repetición de cada tratamiento.....	68
Tabla 2. Matriz de los coeficientes de correlación (r) de Pearson y significancia ($p \leq 0,05$) de la correlación lineal entre las variables de las propiedades biológicas (UFCs, actividad enzimática de la ureasa y β -glucosidasa) y las variables de crecimiento aéreo (masa seca y altura de plantas) de la plantas de lechuga y morfológicas de las raíces (largo de raíces, área superficial, volumen de raíces y numero de puntas) de éstas, con un n de datos de 15 y 150, respectivamente.....	68
Tabla 3. Matriz de los coeficientes de correlación (r) de Spearman y significancia ($p \leq 0,05$) de la correlación lineal entre las variables de las propiedades biológicas (UFCs, actividad enzimática de la ureasa y β -glucosidasa) y las variables de crecimiento aéreo (masa seca y altura de plantas) de la plantas de lechuga y morfológicas de las raíces (largo de raíces, área superficial, volumen de raíces y numero de puntas) de éstas, con un n de datos de 15 y 150, respectivamente.....	69
Tabla 4. Valores medios de la evaluación de pH y CE de los material orgánicos e inorgánicos que iban a ser seleccionados para el preparación de los sustratos.....	70

RESUMEN

Esta investigación nace de la necesidad de identificar materiales orgánicos que reemplacen a la turba, cuya extracción genera un gran impacto en los ecosistemas e intensifica los efectos del cambio climático. El compost y el biocarbón surgen como sustitutos, siempre que cumplan con los requerimientos fisicoquímicos para ser usados en la elaboración de sustratos. Se planteó que el uso de estos materiales orgánicos en la elaboración de sustratos promovía mayor presencia de microorganismos heterotróficos y de actividades enzimáticas, favoreciendo así el crecimiento de un cultivo hortícola modelo (*Lactuca sativa* L.). Para verificar esto, se evaluaron los efectos del uso de distintas proporciones de dichos materiales, en la presencia de microorganismos heterotróficos y las actividades enzimáticas de sustratos de uso hortícola, para así establecer la relación de estas propiedades biológicas con el crecimiento del cultivo modelo previo a su trasplante. Se determinaron cinco tratamientos (sustratos), con proporciones que fluctuaron de 80% a 60% de turba y, proporciones variables de compost y biocarbón entre los insumos orgánicos, y 20% de insumo inorgánico (perlita), establecidos en un diseño completamente al azar (DCA). De los análisis de las propiedades físicas, químicas y biológicas de los sustratos, destacaron los tratamientos donde se disminuyó la cantidad de turba a un 70%, con proporciones variables de compost y biocarbón por sobre el tratamiento control con sólo turba. Estos, promovieron mayor presencia de microorganismos y actividades enzimáticas, y aunque no de forma significativa, un mayor crecimiento radical. De esta manera se puede señalar que, la proporción comúnmente utilizada de turba en viveros hortícolas se puede disminuir hasta en 10%, e incluso utilizar hasta un 10% de compost y 5% de biocarbón para un óptimo desarrollo del cultivo modelo. Este estudio destaca la importancia de enfocar la elaboración de materiales orgánicos con calidad para uso de sustratos en contenedores.

Palabras clave: turba, compost, biocarbón, caracterización, propiedades biológicas

ABSTRACT

This research aims to identify organic materials that replace peat, the extraction of this organic material generates a great impact on ecosystems and intensifies the effects of climate change. Compost and biochar emerge as substitutes, as long as they meet the physico-chemical requirements for use in the production of substrates. The use of organic materials in the elaboration of substrates promoted greater presence of heterotrophic microorganisms and enzymatic activities, thus favoring the growth of a model horticultural crop (*Lactuca sativa* L.). To verify this, the effects of the use of different proportions of these materials were evaluated, in the presence of heterotrophic microorganisms and enzymatic activities of substrates for horticultural use, to establish the relationship of these biological properties with the growth of the model crop prior to transplantation. Five treatments (substrates) were determined, with proportions ranging from 80% to 60% of peat and, variable proportions of compost and biochar among organic inputs, and 20% inorganic input (perlite), set in a completely random design (CRD). From the analyses of the physical, chemical, and biological properties of substrates, the treatments where the amount of peat was reduced to 70%, with variable proportions of compost and biochar over the treatment control only with peat, stood out. These promoted greater presence of microorganisms and enzymatic activities, and although not significantly, a greater radical growth. Hence, the commonly used proportion of peat in the horticultural nursery industry can be decreased by up to 10%, and even use up to 10% compost and 5% biochar for optimal development of the model crop. This study highlights the importance of the quality organic materials production for the use of substrates in containers.

Keywords: peat, compost, biochar, characterization, biological properties.

INTRODUCCIÓN

Un sustrato es un material sólido, poroso y ligero de origen natural o sintético, mineral u orgánico, utilizado para la siembra de semillas o el cultivo de plantas en macetas o contenedores (Pastor, 2000). Este material permite el anclaje del sistema radical, el almacenamiento de agua y aire; y además puede intervenir o no en el proceso de nutrición de la planta (Pastor, 2000). En sí, el sustrato, tiene como finalidad generar un buen crecimiento vegetativo dentro del espacio limitado de un contenedor, con el objetivo de preparar a la planta para un trasplante exitoso a campo (Alvarado y Solano, 2002).

Dentro de los materiales que se utilizan para la elaboración de sustratos se encuentran los de tipo orgánicos, donde están los que derivan de un origen natural como la turba, y aquellos que provienen de un proceso de degradación aeróbica de residuos orgánicos como el compost (Pascual *et al.*, 2018) o de un proceso de descomposición térmica de material orgánico (biomasa vegetal) como el biocarbón (Huang y Gu, 2019). Por otra parte, están los sustratos de tipo inorgánico, de origen natural como arenas y gravas (Martínez y Roca, 2011), y los tratados como la perlita, vermiculita y piedra pómez (Soto, 2014). Independiente de su origen, una característica común de los materiales que se utilizan para la elaboración de sustratos es que deben encontrarse disponibles en un lugar específico durante todo el año, ser de tamaño homogéneo, ser químicamente estables y estar libre de semillas de malezas, patógenos, insectos o sustancias tóxicas para las plantas (Ramoá, 2014).

Uno de los principales usos de los sustratos es en la producción de plantines, como medio de cultivo, ya sea, en la industria forestal, frutícola, ornamental u hortícola (Llorens, 2005). Asimismo, para los productores de la industria hortícola, la producción de plantines ha sido una forma de proveer las condiciones físicas, químicas y biológicas que se necesitan para los cultivos de interés comercial, siendo utilizada como una alternativa de propagación que resulta en menores pérdidas al momento de trasplantar, mayores rendimientos y una opción más económica para el productor (Vicencio, 2011).

La producción de plantines de la industria hortícola tiene como principal sustrato orgánico la turba (*Sphagnum sp.*) (Martínez y Roca, 2011). La turba es un material extraído de las turberas (un tipo de humedal de zonas de clima frío a frío-templado) que se considera como un recurso no renovable, debido a su lento proceso de formación. El drenaje y la sobreexplotación de las turberas ocasiona una rápida degradación de materia orgánica y por consiguiente una alta emisión del carbono que se encontraba almacenado en las turberas por décadas, lo que compromete la sostenibilidad de estos ecosistemas e intensifica los efectos del cambio climático (Kern *et al.*, 2017). En Chile, a pesar de que la turba se utiliza en la industria de sustratos, su producción se rige bajo el Código de Minería, debido a que se considera un fósil, por lo que puede ser explotada como un recurso minero (Carrere, 2021). El 100% de la turba nacional tiene como origen la región de Magallanes, no obstante, la turba más utilizada se importa desde Holanda (Cochilco, 2017). Es así entonces que la búsqueda de materiales a nivel local, que puedan suplir o disminuir el uso de turba u otros sustratos orgánicos que no se encuentran originalmente en el país, y que incluso puedan proveer de beneficios agregados, es de vital importancia para la industria hortícola. En este sentido, son los sustratos elaborados en procesos de reutilización y reciclaje de materiales orgánicos, una vía sostenible en la producción hortícola.

Entre las alternativas prometedoras en reemplazo del uso de la turba se encuentra el compost, material heterogéneo que se obtiene por la degradación parcial de residuos orgánicos de diferentes orígenes a través de un proceso de compostaje donde trabajan microorganismos aerobios. El compost se reconoce como un material para la elaboración de sustratos que mejora las propiedades químicas, físicas y biológicas, las que en su conjunto favorecen el desarrollo de raíces y parte aérea de los cultivos. Incluso, se promueve como un material que provee de microorganismos beneficiosos que favorecen la disponibilidad de nutrientes para las plantas y que suprimen la presencia de organismos patógenos (Pascual *et al.*, 2018). Adicionalmente, un estudio realizado por Jayasinghe

(2012) destaca que la combinación de turba y compost en sustratos es sinérgica, donde la turba mejora la aireación y la retención de agua, y el compost mejora la nutrición del sustrato.

Otra alternativa reciente que ha llamado al interés ha sido el uso del biocarbón (inglés: *biochar*), material obtenido a partir de la transformación termoquímica en ausencia de oxígeno, como parte de la elaboración de sustratos en contenedores (López, 2018). Un estudio realizado por Méndez *et al.* (2017) donde se utilizó un biocarbón a partir de lodos generados en depuradoras, demostró que al añadir un 10% de biocarbón a una mezcla con turba se mejoró la producción de biomasa de lechuga (*Lactuca sativa* L.), en comparación a un sustrato de solo turba, debido a que hubo un aumento en las concentraciones de N, P, K y de las actividades microbianas. Asimismo, se ha destacado que la incorporación de biocarbón en la elaboración de sustratos influyen en las propiedades físicas, químicas y biológicas de estos (Huang y Gu, 2019). Sin embargo, es importante que para la elaboración de biocarbón se considere la naturaleza de la materia prima original y la temperaturas de producción, ya que estos factores influyen en las propiedades físicas y químicas de este material en sustratos, por eso es relevante una caracterización inicial antes de su adición (Huang y Gu, 2019).

De esta manera, este trabajo busca evaluar materiales orgánicos alternativos a la turba, donde se destacan el compost y el biocarbón, para la elaboración de sustratos de uso hortícola. Esto con la intención de promover la disminución del uso de este material y mejorar las propiedades biológicas de los sustratos, las que se esperan contribuyan al crecimiento radical y aéreo de un cultivo hortícola modelo (*Lactuca sativa* L.) previo a su trasplante. Las propiedades biológicas de los sustratos elaborados se evaluarán a partir de la cuantificación de las unidades formadoras de colonias de microorganismos heterotróficos y la determinación de las actividades enzimáticas, ya que estas permiten comprender el comportamiento nutricional y los niveles de actividad microbiana en los sustratos (Cerón y Melgarejo, 2005). En tanto, la elección del cultivo se basó en que este

se adecua a las condiciones climáticas de la zona central del país, además de su rápida germinación y posterior desarrollo, permitiendo así obtener resultados en un corto período de tiempo.

HIPÓTESIS

El uso parcial de sustitución de turba por compost y biocarbón en la elaboración de sustratos promoverá una mayor presencia de microorganismos heterotróficos y de actividad enzimática, lo que favorecerá el crecimiento radical y aéreo de un cultivo modelo (*Lactuca sativa* L.).

OBJETIVO GENERAL

Evaluar los efectos del uso de distintas proporciones de compost y biocarbón en la presencia de microorganismos heterotróficos y la actividad enzimática de sustratos de uso hortícola, y posteriormente establecer la relación de estas propiedades biológicas con el crecimiento aéreo y radical de un cultivo hortícola modelo (*Lactuca sativa* L.) previo a su trasplante.

OBJETIVOS ESPECÍFICOS

Objetivo 1: Caracterizar las propiedades fisicoquímicas de los sustratos elaborados.

Objetivo 2: Evaluar las propiedades biológicas de los sustratos elaborados.

Objetivo 3: Relacionar las propiedades biológicas de los sustratos con el crecimiento radical y aérea de la planta.

MATERIALES Y MÉTODOS

Esta investigación se llevó a cabo en el Laboratorio de Ecología Microbiana y Biogeoquímica de Suelos (LEMiBiS) en las dependencias del Campus Colchagua de la Universidad de O'Higgins, situado en la comuna de San Fernando, 3070000, Ruta I-50 S/N, Región de O'Higgins.

Elaboración de sustratos (tratamientos a evaluar)

La elaboración de los sustratos se realizó a partir de proporciones comúnmente utilizadas en viveros de producción hortícola, estas consideran normalmente una relación de 1:4 de material inorgánico (ejemplo, perlita) y orgánico (ejemplo, turba), respectivamente (comunicación personal, Alejandro Rojas, dueño del Huerto Sabor a Tierra, ubicado en la localidad de Idahue, comuna de Coltauco). Por tanto, el tratamiento control del estudio (T1) consistió en una proporción de 20% (en volumen) de perlita (IMERYS, Protekta) y 80% (en volumen) de turba rubia (KEKKILÄ, Protekta), para representar la mezcla que usualmente se utiliza en la producción de plantines de lechuga

Inicialmente se hizo una selección de materiales disponibles en el comercio para la elaboración de sustratos en función de sus características químicas (Tabla 1).

Tabla 1. Características químicas de las materias primas posibles a utilizar en la elaboración de los sustratos a evaluar en el estudio.

Material orgánico	pH (1:5)	CE (dS/m) (1:5)	C/N
¹ Compost Rosario	8,5	3,3	<20
² Compost Anasac	8,0	1,9	<25
³ Biocarbón Chakrana	9,0	0,8	32,6
⁴ Biocarbón elaborado internamente	9,1	0,5	-

¹ Compost elaborado a partir de residuos orgánicos (Rosario Agricultura Sustentable)

² Compost elaborado a partir de residuos orgánicos agroindustriales (Anasac Jardín)

³ Biocarbón elaborado a partir de subproductos de la industria de biocarbón (Bioinsumos Chakrana)

⁴ Biocarbón elaborado a partir de residuos forestales (viruta y aserrines de pino) tratados a 550 °C en condiciones limitadas de oxígeno con tiempos de residencia de 4-5 horas por lote (Elaborado por Jorge Medina).

A partir de la evaluación de las características químicas de cada material, se seleccionó el compost marca Anasac y el biocarbón elaborado internamente, de acuerdo con los criterios de pH (5,0 a 6,5), conductividad eléctrica (0,7 a 3,5 dS/m) y relación C/N (20 a 40) requeridos para el uso de sustratos (Martínez y Roca, 2011). Posterior a esta selección, se determinó la proporción de compost y biocarbón en a través de pruebas preliminares químicas (Martínez y Roca, 2011) y fitotóxicas (Zucconi *et al.*, 1981), para asegurar que los tratamientos estuvieran en rangos aceptables propiedades químicas y libres de fitotóxicos.

En base a estas pruebas preliminares, se determinaron las proporciones de material orgánico e inorgánico a utilizar en los sustratos a evaluar en este estudio (Tabla 2).

Tabla 2. Composición de los sustratos evaluados (tratamientos).

Tratamiento	Porcentaje de material (%)		
	Orgánico		Inorgánico
T1	Turba (80)		Perlita (20)
T2	Turba (70)	Compost Anasac (10)	Perlita (20)
T3	Turba (70)	Compost Anasac (5)	Biocarbón interno (5) Perlita (20)
T4	Turba (60)	Compost Anasac (20)	Perlita (20)
T5	Turba (60)	Compost Anasac (10)	Biocarbón interno (10) Perlita (20)

Todos los tratamientos fueron previamente tamizados con un tamiz de apertura de 19 mm (de acero inoxidable) para eliminar partículas por sobre el tamaño adecuado para sustratos (rango óptimo entre 0,25 y 2,50 mm) (Martínez y Roca, 2011).

Diseño experimental

El ensayo se estableció en octubre del 2021 bajo un diseño completamente al azar (DCA), con 5 tratamientos, 3 repeticiones por tratamiento, y 20 unidades experimentales por repetición (cada una correspondiente a un alveolo de bandeja de crecimiento) (Figura 1). Las bandejas de crecimiento utilizadas para el experimento fueron de plástico termoformadas rígidas de 54 cm de largo y 28 cm de ancho, con 128 alvéolos con una capacidad de contenedor de 21 cm³ por alvéolos (cavidades).

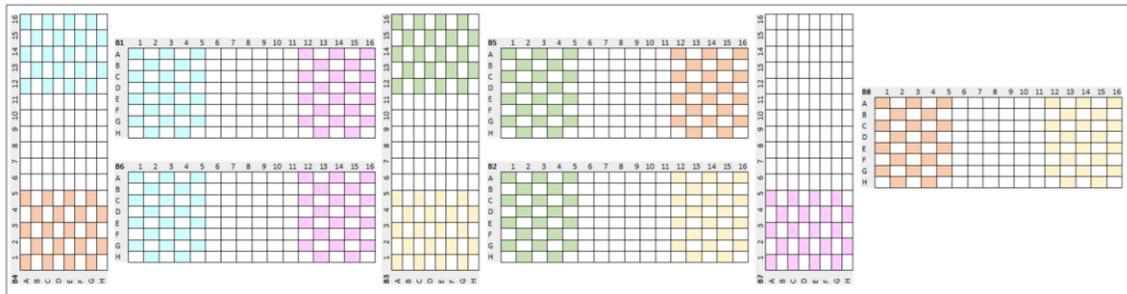


Figura 1. Diseño experimental del estudio consistente en 5 tratamientos (T1 color azul cielo, T2 color amarillo oro, T3 color verde, T4 color naranja y T5 color lavanda claro), 3 repeticiones por tratamiento, y 20 unidades experimentales por repetición (celdas marcadas en colores). En total se utilizaron 8 bandejas (B1 a B8) para disponer el experimento.

El 4 de octubre del año 2021, se comenzó el ensayo mediante la siembra de semillas de lechuga (variedad Hoja de Roble, marca Las Encina). Se dispuso de 1 semilla por alvéolo (60 semillas en total por tratamiento), los que fueron regados con 5 mL de agua destilada, día por medio. El experimento se mantuvo a temperatura ambiente, con ventilación y luz natural indirecta hasta el término de este el 30 de noviembre del 2021, período en el cual la temperatura y la humedad ambiental fue monitoreada con un termómetro-higrómetro (HTC-2, GVF, London, Inglaterra). La finalización del ensayo se determinó en función del estado de crecimiento de las plantas de lechuga, donde se consideró como índice de cosecha que todas estas tuvieran de 4 a 5 hojas verdaderas.

Caracterización fisicoquímica de los sustratos

Los análisis fisicoquímicos fueron hechos para los sustratos al inicio del experimento, es decir antes del llenado de bandejas y de la siembra del cultivo de lechuga, con excepción del pH y CE, que fueron medidos al inicio y al término del experimento.

Contenido de agua y masa seca

El contenido de agua y masa seca se determinó en triplicado a través de la metodología descrita en Sadzawka *et al.* (2005). Se determinó la diferencia entre masa fresca y seca, expresando los valores sobre muestra fresca. Esta determinación consistió primero en masar una alícuota de 10 g de muestra fresca de sustrato, en una balanza de precisión (DH-602, Quimis, Alemania) con una capacidad de 600 g y una exactitud de 0,01 g de precisión. Luego, las muestras fueron dispuestas y mantenidas en una estufa de convección forzada (FDS 056, Binder, Arquimed, Tuttlingen, Alemania) por 72 horas a $70^{\circ}\text{C} \pm 5^{\circ}\text{C}$. Una vez transcurrido este tiempo, las muestras fueron retiradas de la estufa y mantenidas en desecador de plástico previo a la determinación de la masa seca.

A partir de este procedimiento, se calcularon tanto el contenido de masa seca (o sólidos totales, ST) y de agua (CA), con las siguientes fórmulas descritas por Sadzawka *et al.* (2005):

$$ST (\%) = \frac{b}{a} * 100$$

Donde:

ST = Contenido de sólidos totales, en % en base a muestra fresca.

a = masa, en g, de la muestra fresca.

b = masa, en g, de la muestra seca a $70^{\circ}\text{C} \pm 5^{\circ}\text{C}$.

$$CA (\%) = \frac{(a - b)}{a} * 100$$

Donde:

CA= contenido de agua en base a muestra fresca.

A = masa, en g, de la muestra fresca.

b = masa, en g, de la muestra seca a $70^{\circ}\text{C} \pm 5^{\circ}\text{C}$.

Distribución de tamaño o diámetro de partículas

La distribución de tamaño o diámetro de partículas se determinó en triplicado según el método descrito en Sadzawka *et al.* (2005), con una muestra seca de 250 cm^3 . Inicialmente, se determinó la masa total de la muestra seca ($70^{\circ}\text{C} \pm 5^{\circ}\text{C}$) de volumen conocido. Luego, la muestra seca fue transferida a una pila de set de tamices de acero inoxidable, de 8 pulgadas de diámetro y apertura de malla entre 4,75 y 0,15 mm (Tabla 3), los tamices fueron apilados de mayor a menor tamaño de apertura de malla y dispuestos en un agitador de tamices (RX-29-10, TYLER, Arquimed, Mentor, Estados Unidos).

Tabla 3. Tamices utilizados en el estudio (con diámetro de apertura de malla).

ISO		ASTM	
Diámetro de apertura de malla		Diámetro de apertura de malla	Número
4,75 mm		4,75 mm	4
3,35 mm		3,35 mm	6
2 mm		2 mm	10
1,18 mm		1,18 mm	16
600 μm		600 μm	30
250 μm		250 μm	60
150 μm		150 μm	100

La pila de tamices se agitó por 1 minuto a 150 golpes por minuto en el agitador de tamices. Posteriormente, se colectó el material retenido en cada tamiz, representando distintas fracciones de tamaño de partículas (Tabla 4). Estas fracciones se masaron en una balanza de precisión (DH-602, Quimis, Alemania) para así calcular el porcentaje de cada

una de las fracciones, expresado sobre la masa total de muestra seca. El porcentaje de cada una de las fracciones desde A – E, se calculó con la siguiente fórmula:

$$DTP_x(\%) = \frac{(MSF - MB) * 100}{MSM}$$

Donde:

DTP_x = Distribución de tamaño de partícula de “x” fracción, en % en base a muestra seca.

MSF = masa seca en “x” fracción, en g.

MB = masa bandeja, en g.

MSM = masa seca muestra total de 250 cm³, en g.

Tabla 4. Fracciones de rangos de tamaño de apertura de *los* tamices utilizados.

Fracciones	Rangos (mm)
A	> 4,75
B	3,35 - 2
C	1,18 - 0,6
D	0,25 - 0,15
E	< 0,15

Densidad aparente

La densidad aparente (D_a) se determinó en triplicado a través de la metodología descrita en Sadzawka *et al.* (2005), utilizando muestras frescas. Se transfirió de forma seriada un total de 750 cm³ de sustrato a un vaso graduado con una capacidad de 1000 cm³. Primero, se comenzó con una alícuota de 250 cm³, la cual se dejó caer libremente en el vaso graduado desde una altura de 15 cm, este volumen fue acomodado con golpes suaves, para luego repetir este procedimiento por una segunda y tercera vez hasta completar los 750 cm³. Al completar el volumen total, cada muestra fresca se masó y se registró la masa.

La muestra fresca de volumen conocido (750 cm³) fue dispuesta en estufa de convección forzada (FDS 056, Binder, Arquimed, Tuttlingen, Alemania) por 48 horas a 70°C ± 5°C, para así expresar los resultados en base seca de la siguiente forma:

$$MS_{750} = (a - v) * \frac{ST}{100}$$

$$Da = \frac{MS_{750}}{750}$$

Donde

Da = Densidad Aparente (g/cm³).

MS₇₅₀ = masa seca, en g, de 750 cm³ de muestra seca a 70°C ± 5°C.

a = masa fresca, en g, de 750 cm³ de muestra original + vaso graduado de 1000 mL.

v = masa, en g, del vaso graduado de 1000 mL.

ST = sólidos totales (masa seca), en % en base fresca.

Capacidad de retención de agua

La Capacidad de Retención de Agua (CRA) se determinó en triplicado a partir de la metodología descrita en De la Rosa *et al.* (2014) y Nocentini *et al.* (2021). Se tomó una alícuota de 6 g de sustrato fresco y se colocó sobre un papel filtro de 150 mm (MN 650 MD, MN Macherey-Nagel, HES, Alemania) en un embudo (de polipropileno con 14 cm de diámetro). Se saturó la muestra con agua destilada, para luego dejar drenar por 3 horas. Transcurrido este tiempo se masó la muestra saturada junto con el papel filtro de 150 mm en una balanza de precisión (DH-602, Quimis, Alemania). Posteriormente, la muestra saturada se dejó secar por 72 horas a 70°C ± 5°C en una estufa de convección forzada (ED 56, Binder, Arquimed, Alemania), se masó la masa seca y se calculó la capacidad de retención de agua de la siguiente forma:

$$\text{CRA (\%)} = [(\text{MSA} - \text{MS}) / \text{MS}] * 100$$

Donde

CRA= Capacidad de Retención de Agua, expresada en %.

MSA = masa muestra saturada, en g.

MS= masa muestra seca a $70^{\circ}\text{C} \pm 5^{\circ}\text{C}$, en g.

pH y conductividad eléctrica

El pH y conductividad eléctrica (CE) se determinaron a través de la metodología descrita en Sadzawka *et al.* (2005). Para cada uno de los tratamientos, la determinación de pH y CE se realizó en triplicado al inicio del estudio y al final de este. Primero, se obtuvo una solución a partir de una proporción de 1:10 (masa: volumen) de sustrato seco y agua destilada. Para esto se utilizaron 5 g de muestra previamente secada a $70^{\circ}\text{C} \pm 5^{\circ}\text{C}$, la que se transfirió a un vaso plástico recolector de 100 mL donde posteriormente se agregaron 50 mL de agua destilada. Para determinar el pH, los vasos recolectores con las muestras fueron dispuestos en un agitador vortex (SBS100, Select BioProducts, México), donde fueron agitadas por 1 minuto a máxima revolución. Posterior a esto, los vasos se agitaron manualmente de forma vigorosa tres veces, se destaparon para luego introducir el electrodo del pHmetro (PL700PV, Gondo, Arquimed, Taiwán) anteriormente calibrado con los buffers 4,0 y 7,0.

La medición de CE se realizó en las mismas muestras obtenidas para la determinación de pH. Para poder realizar el paso de centrifugación requerido para la determinación de CE, y debido a la restricción del rotor utilizado en la centrífuga (5804 R, Eppendorf, Arquimed), cada muestra se dividió en dos tubos de centrifuga (marca Biofil) de 50 mL, los que fueron centrifugados a 8000 g por 15 min. A cada muestra se le extrajo el sobrenadante, el que se depositó en otro tubo, donde se midió la CE, utilizando un conductímetro (AD300, Adwa, Labtech Spa, Rumania) calibrado con un buffer de $1413 \mu\text{S/cm}$. Los valores fueron expresados en dS/m.

Prueba de fitotoxicidad

Esta prueba se llevó a cabo bajo la metodología propuesta por Zucconi *et al.* (1981), con el objeto de determinar el potencial de inhibición de crecimiento por parte de los sustratos elaborados, previo al montaje del ensayo con plántulas de lechuga (variedad Hoja de Roble, marca Las Encinas) en bandejas. Para esto se analizó la incidencia sobre la germinación de las semillas de lechuga (variedad Hoja de Roble, marca Las Encinas).

Se prepararon tres diluciones, en triplicado, en una proporción de 1:5 (10 g sustrato: 50 mL agua destilada), 1:10 (10 g sustrato: 100 mL agua destilada) y 1:15 (10 g sustrato: 150 mL agua destilada) en vasos recolectores de 100 mL (Varnero *et al.*, 2005). Debido a que el volumen de extracto de la dilución 1:5 no fue suficiente para realizar esta prueba (por la alta capacidad de retención de agua de los sustratos) esta dilución fue descartada. Las muestras se agitaron en un agitador Vortex (SBS100, Select BioProducts, México) a máxima revolución por 1 minuto, luego se dejaron reposar por 30 minutos. Para poder realizar el paso de centrifugación requerido para la prueba de fitotoxicidad, y debido a la restricción del rotor utilizado en la centrífuga (5804 R, Eppendorf, Arquimed), las muestras se dividieron en dos tubos de centrifuga (marca Biofil) de 50 mL, para luego centrifugarlas por 15 minutos a 3.000 r.p.m. y finalmente filtrar utilizando papel filtro de 150 mm (MN 650 MD, MN Macherey-Nagel, HES, Alemania) para obtener los distintos extractos.

De cada extracto, en triplicado, se utilizaron 10 mL, los que fueron dispensados en placas de Petri (poliestireno, diámetro 90 x15 mm) con papel filtro de 150 mm (MN 650 MD, MN Macherey-Nagel, HES, Alemania) en su fondo, sobre el cual se dispusieron 10 semillas de lechuga. Luego, las placas de Petri se cubrieron con papel aluminio y se mantuvieron a temperatura ambiente ($20^{\circ}\text{C} \pm 5^{\circ}\text{C}$) por 72 horas. El índice de germinación (IG) se obtuvo considerando la germinación de semillas y el largo de radícula en cada extracto y en agua destilada (testigo), parámetros que se compararon de la siguiente forma:

$$PGR = \frac{\text{N}^\circ \text{ de semillas germinadas en el extracto}}{\text{N}^\circ \text{ de semillas germinadas en el testigo}} * 100$$

$$CRR = \frac{\text{Elongación de radículas en el extracto}}{\text{Elongación de radículas en el testigo}} * 100$$

$$IG = \frac{PGR * CRR}{100}$$

Donde:

PGR = Porcentaje de Germinación Relativo, en %.

CRR= Crecimiento de Radícula Relativo, en %.

IG= Índice de Germinación, en %.

Evaluación de las propiedades biológicas de sustratos

Los análisis biológicos fueron hechos para los sustratos al término del ensayo, es decir una vez cosechadas las plantas de lechuga con 4 a 5 hojas verdaderas. Del total de 60 plantas por tratamiento (20 plantas por réplica) se seleccionaron 45 plantines, número resultante de la selección de 15 plantines por réplica. Este número correspondió a la sobrevivencia mínima alcanzada por réplica al término del ensayo, que en este caso correspondió a una de las repeticiones del Tratamiento 2 y 4 (Apéndice, Tabla 1).

Para los análisis biológicos, se obtuvo una muestra compuesta de sustrato por réplica para cada tratamiento (n=3). Esto se realizó sacudiendo manualmente cada uno de los 15 plantines por réplica (Figura 2), para obtener el sustrato adherido a sus raíces, el que se colectó y homogeneizó en una bolsa de plástico.

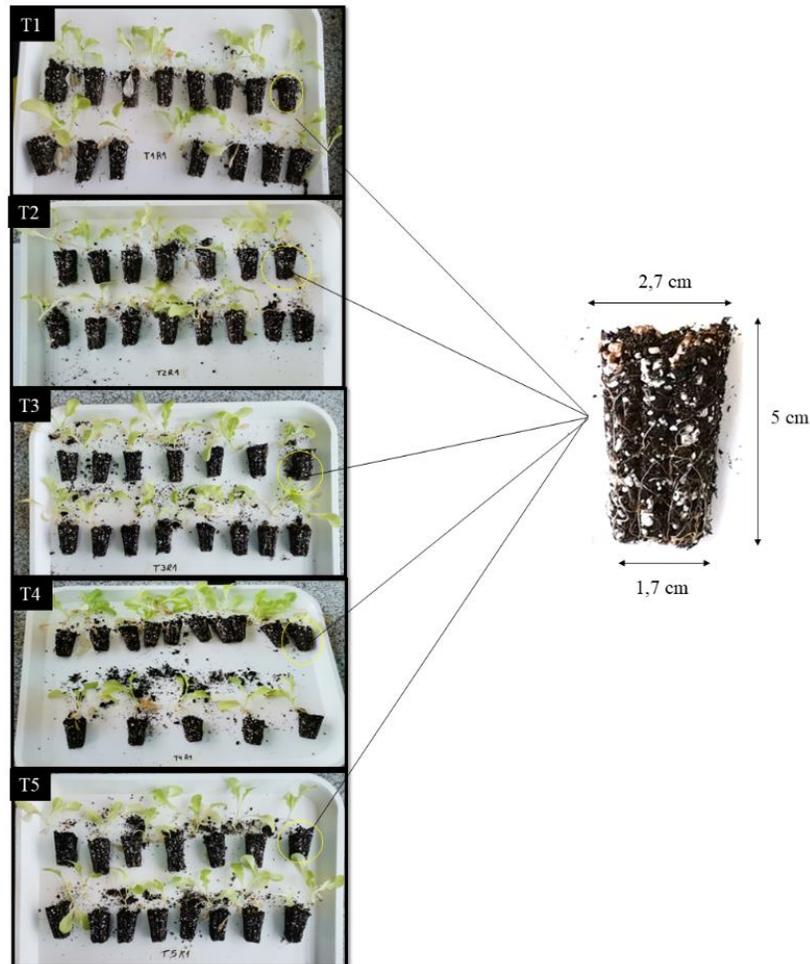


Figura 2. Plantines de lechuga (variedad Hoja de Roble) con 4 a 5 hojas verdaderas cosechados al término del ensayo (30 de noviembre del 2021). T1R1 (80%T, 20%P), T2R1 (70%T,10%C, 20%P), T3R11 (70%T, 5%C, 5%B, 20%P), T4R1 (60%T, 20%C, 20%P) y T5R1 (60%T, 10%C, 10%B, 20%P). Donde T es turba, P es perlita, C es compost y B es biocarbón.

Cuantificación de Unidades Formadoras de Colonias (UFCs) de microorganismos heterotróficos aeróbicos cultivables

La cuantificación de las unidades formadoras de colonias (UFCs) se determinó a través de la metodología descrita en Bruns (2008) y Maier *et al.* (2009) utilizando muestras frescas y en paralelo se determinó la masa seca de esta para expresar los resultados de esta cuantificación en base seca. La determinación de las UFCs se llevó a cabo por medio de la obtención de diluciones seriadas dispuestas en triplicado en placas

de Petri (poliestireno, diámetro 90 x15 mm). La primera dilución (10^{-1}) se obtuvo con 3 g de muestra fresca y 27 mL de solución de peptona (Bacto, BD, Francia) al 0.1% en un tubo de centrifuga de plástico de 50 mL, el que se agitó a máxima revolución por 30 s en un vortex (Genie 2, Scientific Industries, Nueva York, Estados Unidos) y luego vigorosamente de forma manual 25 veces. Luego, se dejó decantar la fracción sólida y se tomó 1 mL de la suspensión y se transfirió a un nuevo tubo con 9 mL de solución de peptona al 0.1% para obtener la dilución 10^{-2} , el mismo procedimiento se realizó hasta alcanzar la dilución 10^{-3} y 10^{-4} . Las diluciones 10^{-3} y 10^{-4} fueron utilizadas para cultivo en placas de Petri (poliestireno, diámetro 90 x15 mm) con agar R2A (Difco, BD, Francia), utilizando 0,1 mL de cada dilución. Las placas se mantuvieron en una incubadora (KT115, Binder, Arquimed, Tuttlingen, Alemania) por 48 horas a 25°C. Al cabo de este tiempo, las placas que contenían entre 30 y 300 UFCs, que en este caso correspondieron a las que provenían de la dilución 10^{-3} fueron utilizadas para la cuantificación. Esta se realizó con ayuda de un contador de colonias (LTECH Chile, Barcelona, España), y fue expresada en masa seca de sustrato de la siguiente forma:

$$\text{UFCs} = \frac{(\text{Promedio del número de colonias observadas}) * (\text{Factor de dilución})}{\text{Masa seca sustrato}}$$

Donde:

UFCs se expresa en UFC por gramo de sustrato seco.

Actividad enzimática de la β -glucosidasa

La actividad enzimática de la β -glucosidasa se determinó a partir de la metodología descrita por Alef y Nannipieri (1995), donde previamente se definió la masa seca de la muestra. Se pesó 1 g de sustrato fresco y se transfirió a un tubo de centrifuga de 15 mL, por triplicado, dejando 2 tubos de muestra y 1 blanco (control). Se le añadió 4 mL de BUM (Buffer universal modificado, MUB por sus siglas en inglés) a pH 6 y 1 mL de sustrato *p*-nitrofenil – β -D-glucopiranosido (25 mM, *p*NFG) a los tubos, dejando el tubo en blanco sin sustrato. Luego, los tubos se taparon y fueron agitados manualmente para mezclar bien

el contenido, se dejaron en un baño con agitación (LabTech, MundoLab) a 37°C por 1 hora entre 50 a 70 r.p.m. Pasado este tiempo, se añadió 1 mL de solución 0,5 M de cloruro de sodio (CaCl₂) y 4 mL de solución de buffer pH 12 THAM 0,15 M a los tubos, añadiendo 1 mL de sustrato *p*-NF sólo a los tubos blancos. Se agitaron los tubos manualmente, luego se dispusieron en una centrifuga (5804 R, Eppendorf, Arquimed) donde se centrifugaron a 3500 r.p.m. por 10 min y se filtraron en viales de 20 mL utilizando papel filtro de 150 mm (MN 650 MD, MN Macherey-Nagel, HES, Alemania). Posteriormente, el sobrenadante generado se transfirió a una cubeta de espectrofotómetro (EPOCH2NSC, BIOTECK, GrupoBios, Winooski, Estados Unidos) donde se midió la absorbancia a una longitud de onda de 420 nm contra el blanco de la curva de calibración.

La curva de calibración se preparó con *p*-nitrofenol (*p*-NF, C₆H₅NO₃) a concentraciones de 20, 40, 60, 80 y 100 µg *p*-NF. Para ello, se tomaron 1, 2, 3, 4 y 5 mL de una solución trabajo de 20 µg *p*-NF/mL en viales, completando el volumen a 5 mL al agregar 4, 3, 2, 1, 0 mL de agua destilada a cada vial siguiendo el orden inicial. Posteriormente, se añadió 1 mL de cloruro de calcio (CaCl₂) y 4 mL de buffer pH 12 THAM 0,15 M. La actividad de esta enzima se calculó de la siguiente forma:

$$\text{Actividad de la } \beta - \text{glucosidasa} = \frac{(\text{Muestra} - \text{Control})}{\text{MS} * \text{t} * \text{FD}}$$

Donde:

FD= Factor de dilución.

Control= Blanco

MS= Masa seca de la muestra, en g.

t= Tiempo de incubación, 1 h.

Finalmente, la actividad enzimática de β -glucosidasa se expresaron en µg de *p*NF liberado por gramo de sustrato seco por hora (µg *p*NF * g sustrato seco⁻¹ * h⁻¹).

Actividad enzimática de la ureasa

La actividad enzimática de la enzima ureasa se determinó a partir de la metodología descrita por Kandeler y Geber (1988), utilizando muestras frescas y en paralelo se determinó la masa seca de ésta para expresar los resultados de actividad enzimática en base seca. Se pesó 1 g de sustrato fresco y se transfirió a un tubo de centrifuga de 15 mL, por duplicado (2 tubos para muestras, cada uno con 1 g) más un blanco. A cada muestra se le añadió 0,5 mL de solución de urea, mientras que al blanco se le añadió 0,5 mL de agua destilada. Los tubos se agitaron levemente y después se dejaron en una incubadora (KT115, Binder, Arquimed, Tuttlingen, Alemania) a 37°C por 2 horas. Pasado este tiempo, se añadió 10 mL de solución extractora KCl-HCl (1M) a todos los tubos, donde además a las muestras se les añadió 0,5 mL de agua y al blanco 0,5 mL de solución de urea, obteniendo un volumen final de 11 mL (0,5 mL urea + 0,5 mL agua + 10 mL KCl) por tubo. Luego estos se agitaron por 30 minutos a 100 r.p.m (LabTech, MundoLab) a temperatura ambiente. Finalmente, las soluciones se filtraron con papel filtro de 150 mm (MN 650 MD, MN Macherey-Nagel, HES, Alemania) en tubos de centrifuga (marca Biofil) de 50 mL.

Para cada una de estas soluciones se tomó con cuidado una alícuota de 1 mL y se colocó en un vial de 20 mL, al cual se le añadió 9 mL de agua destilada, 5 mL de la solución salicilato de sodio-nitroprusiato de sodio-hidróxido de sodio (salicilato) y 2 mL del medio de oxidación. Se esperó entre 30 min a 1 hora a que la reacción desarrollará color. Posteriormente cada solución fue transferida a una microplaca de 96 pocillos para su lectura en un espectrofotómetro (EPOCH2NSC, BIOTECK, GrupoBios, Winooski, Estados Unidos), donde se midió la absorbancia a una longitud de onda de 690 nm contra el blanco de la curva de calibración.

La curva de calibración se preparó con 1 mL de soluciones de trabajo de amonio (concentraciones de 0,5; 1; 1,5; 2 y 2,5 $\mu\text{g N-NH}_4/\text{mL}$) preparadas a partir de una solución madre (250 $\mu\text{g N-NH}_4/\text{mL}$) de cloruro de amonio. La alícuota de cada solución de trabajo

fue diluida con 9 mL de agua destilada y se les añadió 5 mL de salicilato y 2 mL de medio de oxidación. Posterior al desarrollo del color en oscuridad (entre 30 minutos a 1 hora) se midió la absorbancia a 690 nm contra el valor cero de la curva de calibración. La actividad de esta encima se calculó de la siguiente forma:

$$\text{Actividad de la Ureasa} = \frac{(\text{Muestra}) \times 10 \times 11}{\text{MS} \times 2t \times \text{VOL}_{\text{alícuota}}}$$

Donde:

Muestra expresada en $\mu\text{g N-NH}_4/\text{mL}$

MS= Masa seca de la muestra, en g.

t= Tiempo de incubación, 2 h.

$\text{VOL}_{\text{alícuota}}$ = volumen de alícuota.

Finalmente, la actividad enzimática de la ureasa se expresó en $\mu\text{g N-NH}_4$ por gramo de sustrato seco por hora ($\mu\text{g N-NH}_4 \cdot \text{g sustrato seco}^{-1} \cdot \text{h}^{-1}$).

Evaluación del estado de crecimiento aéreo y subterráneo de las plantas de lechuga

Las evaluaciones del estado de crecimiento aéreo y subterráneo de las plantas de lechuga se realizaron para 10 plantas, seleccionadas al azar desde los 15 plantines por repetición escogidos anteriormente, resultando en un total de 30 plantas por tratamiento.

Las raíces se pusieron en un recipiente de plástico con agua potable donde se lavaron cuidadosamente, moviéndolas de una lado a otro y utilizando pinzas de laboratorio para poder extraer partículas pegadas a las delgadas raíces de lechuga y obtener raíces limpias (Figura 3). Posterior a esto, se separó la parte aérea de la radical de las plantas de lechuga mediante el corte con tijera desde el cuello de la planta.



Figura 3. Plantas de lechuga seleccionadas por tratamiento para la evaluación del estado de crecimiento aéreo y subterráneo. T1R1 (80%T, 20%P), T2R1 (70%T,10%C, 20%P), T3R1 (70%T, 5%C, 5%B, 20%P), T4R1 (60%T, 20%C, 20%P) y T5R1 (60%T, 10%C, 10%B, 20%P). Donde T es turba, P es perlita, C es compost y B es biocarbón.

Determinación de la altura de las plantas

La altura de las plantas se determinó con un método de medición dimensional directo, es decir, con ayuda de una regla graduada en centímetros se midió la altura desde el cuello hasta el ápice de las plantas de lechuga.

Determinación masa seca aérea total

La masa seca se obtuvo al disponer las muestras de la parte aérea de la planta en una estufa (FDS 056, Binder, Arquimed, Tuttlingen, Alemania) por 48 horas a $70^{\circ}\text{C} \pm 5^{\circ}\text{C}$, y determinar la diferencia entre la masa aérea fresca y seca.

Determinación de características morfológicas de las raíces

Las raíces lavadas de cada planta de forma individual se dispusieron en placas de Petri (poliestireno, diámetro 90 x15 mm) con 40 mL de agua potable, para así digitalizar las raíces.

Para la digitalización de raíces, se utilizó el escáner EPSON (driver Perfection V800/V850 3.9.3). El escáner se conectó con el software WinRHIZO 2019a (Regent Instruments Inc., Canadá). En el software se seleccionaron los parámetros de adquisición de imagen, que correspondieron a la delimitación del área de digitalización a 10 cm de ancho x 10 cm de alto, ya que esta se adecuó al tamaño de las placas de Petri, lo cual permitió elegir el uso del interfaz del escáner. Luego, se configuró la clasificación de raíces según su diámetro, en un rango entre 0,05 hasta 0,75 mm (16 clases de diámetro en total), basado en los métodos de estudios de raíces de Böhm (1979), que fueron expuestos en Zobel y Waisel (2010).

Una vez finalizada la configuración del Software y seleccionadas las clases de raíces, se procedió a la digitalización de estas. La digitalización de raíces y el posterior análisis con el software WinRHIZO entregó en detalle los valores de largo de raíces (medido en cm), área superficial de raíces (medido en cm^2), número de puntas (medido como conteo simple) y volumen de raíces (medido en cm^3), por cada clase de diámetro de raíz (clases medidas en mm).

Análisis estadístico

La caracterización fisicoquímica de los sustratos se basó en un análisis descriptivo mediante medidas resumen como: promedio, desviación estándar y coeficiente de variación, utilizando Microsoft Excel (2021).

Los análisis de las propiedades biológicas y las variables del estado de crecimiento aéreo y radical de las plantas de lechuga, se llevaron a cabo utilizando el programa de análisis estadístico InfoStat (Di Rienzo *et al.*, 2020).

Para la evaluación de las propiedades biológicas de sustratos (actividad enzimática de la β -glucosidasa y ureasa y, UFCs) se realizó un análisis de varianza y prueba de hipótesis para comprobar los supuestos de normalidad de residuos y homogeneidad de varianzas, mediante las pruebas de Shapiro-Wilks y Test de Levene, respectivamente. Los que al cumplirse permitieron realizar el análisis de varianza (ANDEVA), donde en el caso de existir diferencias significativas para el efecto de tratamiento, se utilizó la prueba de comparación múltiple de LSD con un $p \leq 0,05$. Sin embargo, en aquellos casos en que las variables no cumplieron los supuestos (siendo el de homogeneidad el más crítico), como fue el caso de la variable de actividad enzimática β -glucosidasa y UFCs se implementó un modelo mixto en el que se modeló la estructura de la varianza de los tratamientos utilizando la opción VarIdent, y un modelo lineal generalizado con distribución de Poisson y función de ligación *Log*, respectivamente. Posteriormente para el efecto de tratamientos, se realizó una prueba de comparación múltiple LSD con un $p \leq 0,05$.

En el caso de la evaluación del crecimiento aéreo (masa seca y altura) y de las características morfológicas de las raíces (largo, área superficial, volumen y número de puntas) se realizó un análisis de varianza y prueba de hipótesis para comprobar los supuestos correspondientes a normalidad de residuos y homogeneidad de varianzas, mediante las pruebas de Shapiro-Wilks y Test de Levene, respectivamente. Los que al

cumplirse permitieron realizar el análisis de varianza (ANDEVA), donde en el caso de existir diferencias significativas para el efecto de tratamiento se utilizó la prueba de comparación múltiple de LSD con un $p \leq 0,05$. Sin embargo, en el caso de las variables morfológicas de las raíces que no cumplieron los supuestos (siendo el supuesto de homogeneidad el más crítico), se tuvo que clasificar las raíces en dos clases por el diámetro de raíz (Clase 1 entre 0 a 0,5 mm y Clase 2 entre 0,5 a 0,75 mm) y se realizó una transformación de los datos (utilizando la transformación por raíz cuadrada). Pero, si luego de la transformación de las variables no cumplían los supuestos, se implementó un modelo mixto en el que se modeló la estructura de la varianza de los tratamientos utilizando la opción VarIdent. En el caso de la variable número de puntas, se utilizó un modelo lineal generalizado con distribución de Poisson y función de ligación *Log*. Luego, para el efecto de tratamientos, se realizó una prueba de comparación múltiple LSD con un $p \leq 0,05$.

Por otro lado, para evaluar la relación entre las propiedades biológicas de los sustratos y las variables del estado de crecimiento aéreo y radical de las plantas de lechuga, se realizó un análisis de correlación lineal de Pearson con un significancia del 5% utilizando el programa de análisis estadístico InfoStat (Di Rienzo *et al.*, 2020).

RESULTADOS

A continuación, se presentan los resultados obtenidos de los análisis estadísticos llevados a cabo para cada una de las evaluaciones realizadas por objetivos específicos planteados en esta investigación. Para esto se evaluó la respuesta de 5 tratamientos (sustratos) con diferente proporción de material orgánico (Turba-T, Compost-C y Biocarbón-B) y una proporción fija de material inorgánico (Perlita-P).

1. Caracterización físico-química de los sustratos.

Se realizó un análisis descriptivo de las características físico-químicas por tratamiento, previo al llenado de bandejas, es decir, antes de iniciar el ensayo. Con excepción de los análisis químicos de pH y CE que se midieron al inicio y al término del ensayo en bandejas.

1.1. Contenido de agua y masa seca de los sustratos.

El Contenido de Agua (CA) y Masa Seca (MS) determinados a partir de la metodología de Sadzawka et al. (2005), reflejó que los valores de CA de los tratamientos fluctuaron entre 47,2 % y 55,6 %, y los de MS entre 44,4% y 52,8% (Tabla 5). Se observó el mayor valor de CA en T1 (55,6 %) y el segundo valor más alto de CA en T2 (51,3 %), mientras que el menor valor de CA se registró en T4 (47,2 %) (Tabla 5). Sin embargo, como se esperaba, en el caso de MS se observaron valores opuestos, siendo el mayor valor T4 (52,8 %) y con menor valor T1 (44,4 %), seguido de T2 (48,7%) (Tabla 5).

Tabla 5. Valores de la media del Contenido de Agua (CA, %) y Masa Seca (MS, %, o sólidos totales), junto la desviación estándar (DE) por tratamiento.

Tratamiento	CA	MS
T1	55,6 ± 1,1	44,4 ± 1,1
T2	51,3 ± 0,4	48,7 ± 0,4
T3	50,5 ± 1,4	49,5 ± 1,4

T4	47,2 ± 0,8	52,8 ± 0,8
T5	47,6 ± 2,2	52,4 ± 2,2

Donde T1(80%T), T2 (70%T,10%C), T3 (70%T, 5%C, 5%B), T4 (60%T, 20%C) y T5 (60%T, 10%C, 10%B), cada uno compuesto por un 20% fijo de Perlita.

1.2. Distribución de tamaño o diámetro de partículas de los sustratos.

La Distribución del Tamaño de Partícula (DTP) determinada según la metodología descrita en Sadzawka *et al.* (2005), se basó en la masa de sustrato obtenida para fracciones de tamaño de partículas entre 4,75 mm y 0,15 mm, sobre la masa total utilizada para la medición. En general, se observó una DTP similar entre T2, T3 y T5 (C, D, B, A y E), mientras que para T1 (C, D, B, E, A) y T4 (C, B, D, A, E) se observaron diferencias (Figura 4). Los resultados mostraron que el mayor porcentaje de tamaño de partículas se concentró en la fracción C (1,18 a 0,6 mm) en todos los sustratos, mientras que el segundo porcentaje más alto se observó en la fracción D (0,25 a 0,15 mm) para todos los tratamientos, con excepción de T4 donde la fracción B (3,55 a 2 mm) fue la segunda más alta (Figura 4). El menor porcentaje se observó para la fracción E (<0,15 mm), con excepción del T1 donde el porcentaje más bajo se distinguió en la fracción A (>4,75 mm) (Figura 4).

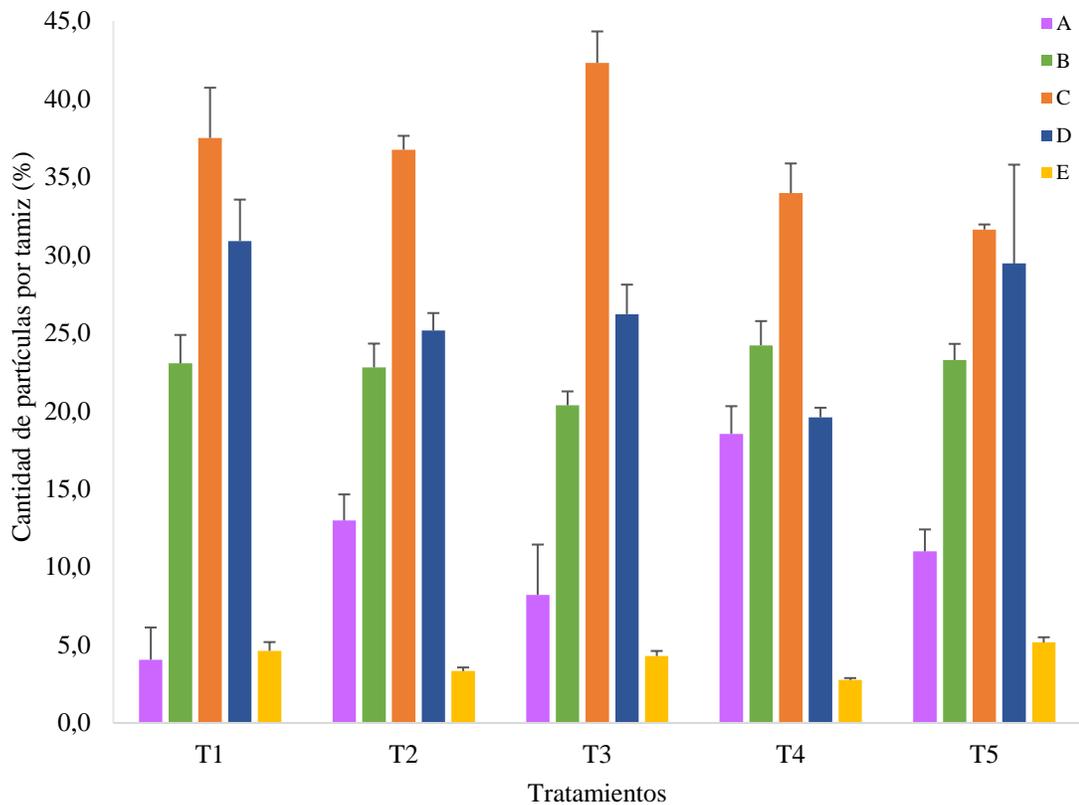


Figura 4. Gráfico de barras del porcentaje de partículas por tamiz (%) de las fracciones de apertura de los tamices (mm; A, > 4,75; B, 3,35-2; C, 1,18-0,6; D, 0,25-0,15; E, <0,15) de los tratamientos (sustratos) evaluados. Barras de error indican la desviación estándar de los datos. Donde T1 (80%T), T2 (70%T,10%C), T3 (70%T, 5%C, 5%B), T4 (60%T, 20%C) y T5 (60%T, 10%C, 10%B), cada uno compuesto por un 20% fijo de Perlita.

1.3. Densidad aparente de los sustratos

La determinación de la Densidad aparente (D_a), según la metodología descrita de Sadzawka *et al.* (2005), reflejó valores que fluctuaron entre $0,08 \text{ (g cm}^{-3}\text{)}$ y $0,15 \text{ (g cm}^{-3}\text{)}$ (Tabla 6). El mayor valor de D_a correspondió a T4 ($0,15 \text{ g cm}^{-3}$), mientras que el menor valor se observó para T1($0,08 \text{ g cm}^{-3}$), seguido de T3 ($0,10 \text{ g cm}^{-3}$) (Tabla 6).

Tabla 6. Valores de la media de la Densidad aparente (D_a , g cm^{-3}), junto la desviación estándar (DE) por tratamiento.

Tratamiento	D_a
T1	$0,08 \pm 0,0$
T2	$0,12 \pm 0,0$
T3	$0,10 \pm 0,0$
T4	$0,15 \pm 0,1$
T5	$0,11 \pm 0,0$

Donde T1 (80%T), T2 (70%T,10%C), T3 (70%T, 5%C, 5%B), T4 (60%T, 20%C) y T5 (60%T, 10%C, 10%B), cada uno compuesto por un 20% fijo de Perlita.

1.4. Capacidad de retención de agua de los sustratos.

La determinación de la Capacidad de Retención de Agua (CRA) según la metodología descrita en De la Rosa *et al.* (2014) y Nocentini *et al.* (2021), reflejó que los valores fluctuaron entre un 233% y 405% (Tabla 7). El mayor valor de CRA correspondió T1 (405%) seguido de T3 (332%), mientras que el menor valor se observó en T4 (233%) (Tabla 7).

Tabla 7. Valores de la media de la Capacidad de Retención de Agua (CRA, %), junto la desviación estándar (DE) por tratamiento.

Tratamiento	CRA
T1	$405 \pm 11,9$
T2	$287 \pm 11,5$
T3	$332 \pm 29,3$
T4	$233 \pm 7,8$
T5	$283 \pm 12,3$

Donde T1 (80%T), T2 (70%T,10%C), T3 (70%T, 5%C, 5%B), T4 (60%T, 20%C) y T5 (60%T, 10%C, 10%B), cada uno compuesto por un 20% fijo de Perlita.

1.5. pH y Conductividad Eléctrica de los sustratos.

Los resultados de pH y Conductividad Eléctrica (CE) determinados al inicio y al final del ensayo, según la metodología de Sadzawka *et al.* (2005), fluctuaron entre 5,9 y 8,0, y 0,3 a 1,4 (dS m^{-1}). Los valores obtenidos para las mediciones de pH en los sustratos reflejaron que fluctúan entre una acidez leve a una alcalinidad moderada. El mayor valor

de pH de los tratamientos antes de comenzar el ensayo en bandeja se observó en T4 (7,0), mientras que el menor valor se observó en T1 (5,9), seguido de T3 (6,5) (Figura 5). Luego de haber terminado el ensayo los valores de pH aumentaron para todos los tratamientos, repitiéndose un mayor valor alcanzado por T4 (8,0), y un menor valor para T1 (6,2), seguido de T3 (7,2) (Figura 5).

Por otro lado, en el caso de la CE el mayor valor de los tratamientos antes de comenzar el ensayo en bandeja se observó en T4 (1,4 dS m⁻¹), mientras que el menor valor se observó en T1 (0,5 dS m⁻¹), seguido de T3 (0,8 dS m⁻¹) (Figura 6). Posteriormente, cuando termino el ensayo, los valores de CE disminuyeron para todos los tratamientos, el mayor valor lo alcanzó también T4 (0,6 dS m⁻¹), mientras que el menor valor nuevamente se observó en T1 (0,3 dS m⁻¹), seguido de T3 (0,4 dS m⁻¹), (Figura 6).

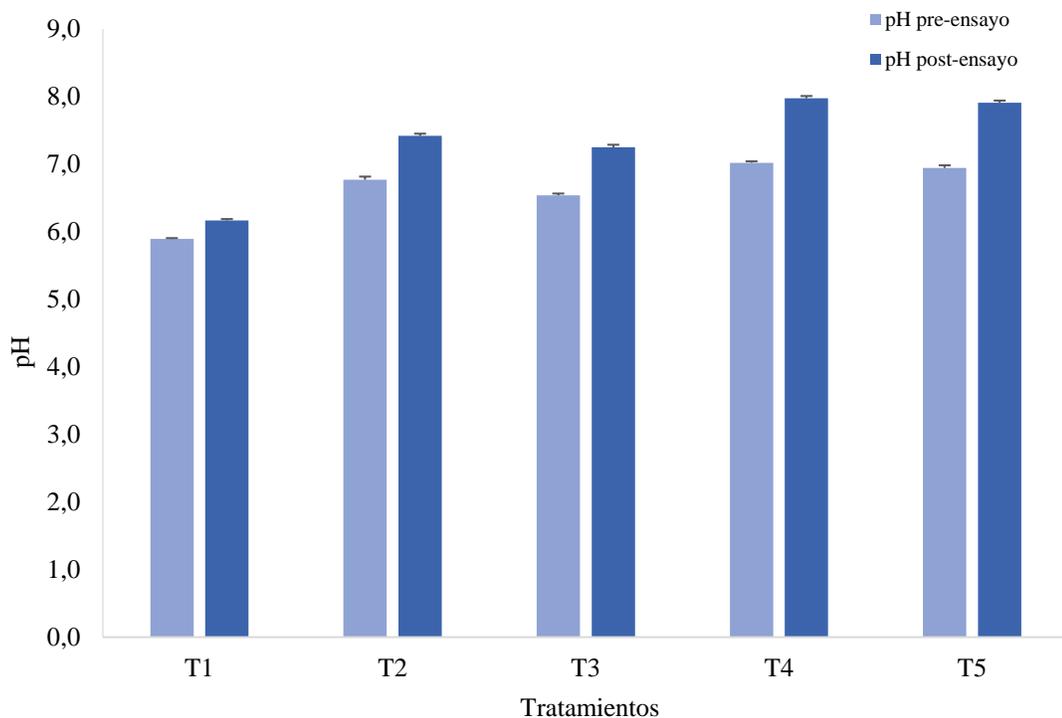


Figura 5. Gráfico de barra de la comparación entre los valores de pH de los tratamientos (sustratos) pre y post ensayo. Barras de error indican la desviación estándar de los datos.

Donde T1-control (80% T), T2 (70% T, 10% C), T3 (70% T, 5% C, 5% B), T4 (60% T, 20% C) y T5 (60% T, 10% C, 10% B), cada uno compuesto por un 20% fijo de Perlita.

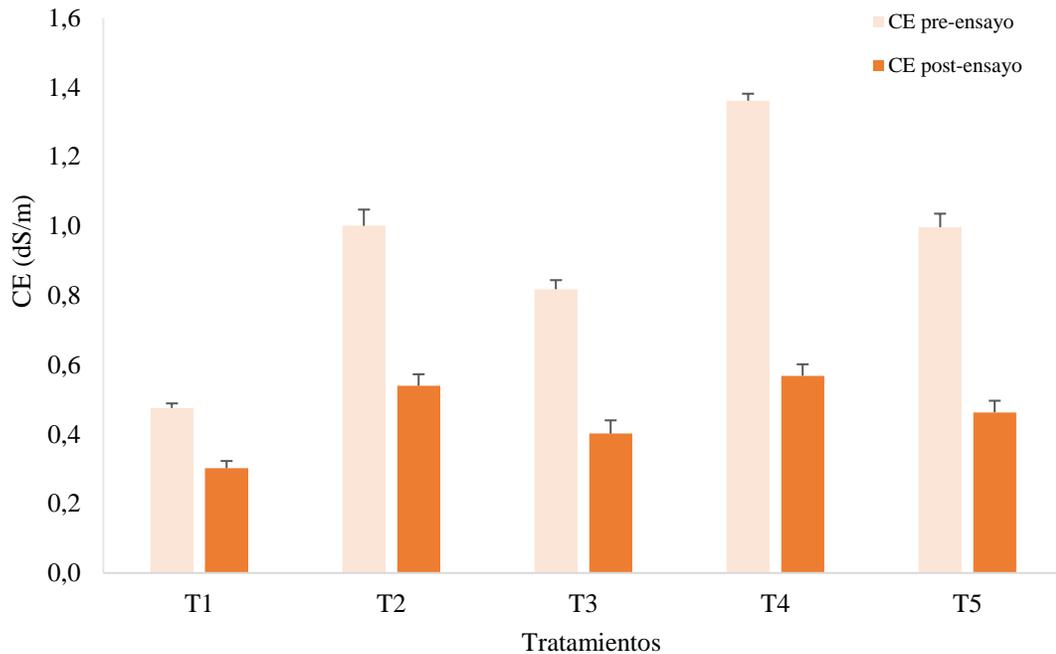


Figura 6. Gráfico de barra de la comparación de los valores de CE entre los tratamientos (sustratos) pre y post ensayo. Barras de error indican la desviación estándar de los datos. Donde T1-control (80% T), T2 (70% T, 10% C), T3 (70% T, 5% C, 5% B), T4 (60% T, 20% C) y T5 (60% T, 10% C, 10% B), cada uno compuesto por un 20% fijo de Perlita.

1.6. Prueba de fitotoxicidad.

La prueba de fitotoxicidad se determinó según la metodología de Zucconi *et al.* (1981), a partir de la cual se establecieron dos diluciones, 1:10 (10 g sustrato: 100 mL) y 1:15 (10 g sustrato: 150 mL), para indicar la fitotoxicidad de los tratamientos a partir del Índice de Germinación (IG) de las semillas de lechuga (variedad Hoja de Roble, Marca Las Encinas). Los resultados reflejaron un IG en la dilución 1:10 entre 314% y 555%, y en la dilución 1:15 entre 276% y 410% (Tabla 8). La dilución 1:10 mostró un mayor IG en T5 (555 %) y menor valor en T3 (314 %) (Tabla 8). Para el caso de la dilución 1:15, el mayor valor de IG se observó en T3 (410 %) y el menor valor en T4 (276 %) (Tabla 8).

Tabla 8. Valores de la media del Índice de Germinación (IG, %) de las diluciones 1:10 (10 g: 100 mL) y 1:15 (10 g: 150 mL) de la prueba de fitotoxicidad, junto la desviación estándar (DE) por tratamiento.

Tratamiento	IG	
	1:10	1:15
T1	330 ± 121,9	298 ± 163,8
T2	366 ± 56,1	366 ± 72,2
T3	314 ± 53,5	410 ± 96,0
T4	442 ± 80,8	276 ± 99,4
T5	555 ± 144,0	365 ± 64,7

Donde T1 (80%T), T2 (70%T,10%C), T3 (70%T, 5%C, 5%B), T4 (60%T, 20%C) y T5 (60%T, 10%C, 10%B), cada uno compuesto por un 20% fijo de Perlita.

2. Evaluación de las propiedades biológicas de los sustratos.

Las propiedades biológicas que se evaluaron en este estudio correspondieron a la cuantificación de Unidades Formadoras de colonias (UFCs) de microorganismos heterotróficos aeróbicos cultivables presentes en los sustratos estudiados, y las actividades enzimáticas de la β -glucosidasa y Ureasa, al finalizar el ensayo en bandejas. Los resultados para estas evaluaciones se muestran a continuación.

2.1. Cuantificación de Unidades Formadoras de Colonias (UFCs).

La cuantificación de UFCs se llevó a cabo según la metodología descrita en Bruns (2008) y Maier *et al.* (2009), y se consideró la dilución 10^{-3} , ya que fue la que cumplió con el requisito de contener entre 30 y 300 UFCs por placa. Según los resultados obtenidos el número de unidades formadoras de colonias (UFCs) no mostró diferencias significativas entre los tratamientos (Figura 7). El número de UFCs fluctuó entre $2,14 \times 10^4$ y $4,68 \times 10^4$ (UFC g sustrato seco⁻¹). El mayor número de UFCs se observó en T2

($4,68 \times 10^4$ UFCs g sustrato seco⁻¹), seguido de T4 ($3,99 \times 10^4$ UFCs g sustrato seco⁻¹) (Figura 7).

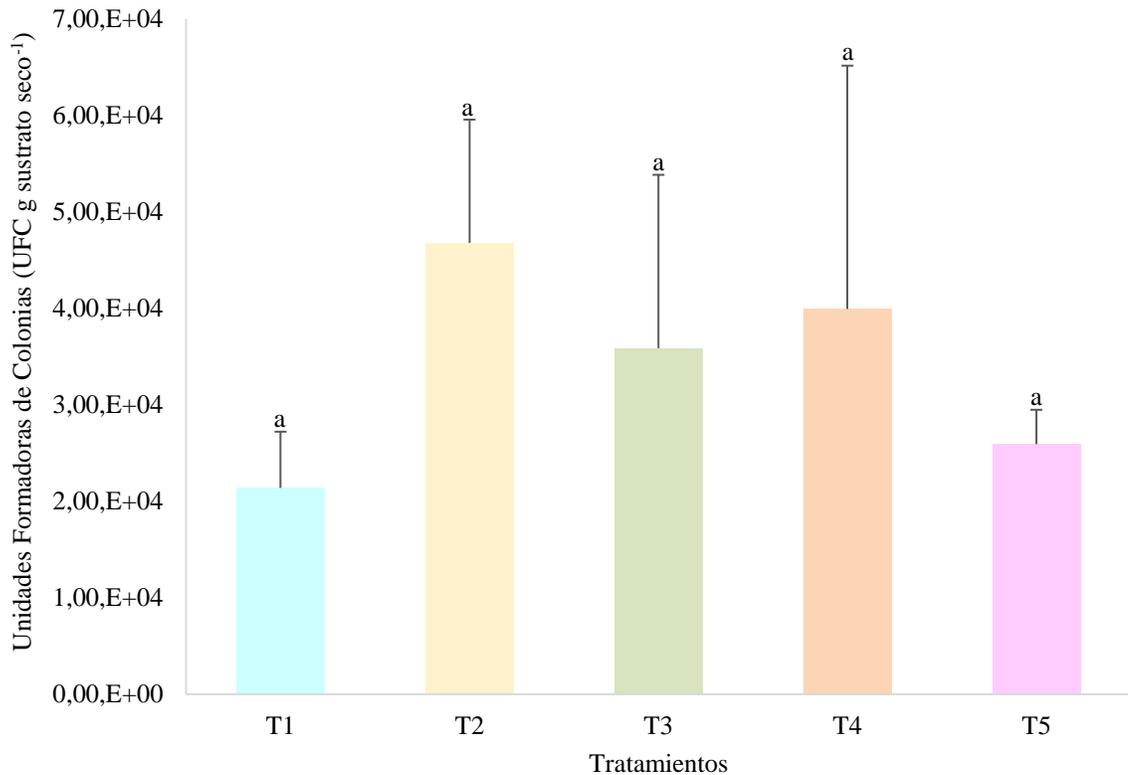


Figura 7. Gráfico de barra del número de colonias de UFCs por tratamiento al final del ensayo. Barras de error indican la desviación estándar de los datos. Las diferencias significativas entre tratamientos se indican con letras diferentes (orden descendente), con un $p \leq 0,05$. Donde T1 (80%T), T2 (70%T,10%C), T3 (70%T, 5%C, 5%B), T4 (60%T, 20%C) y T5 (60%T, 10%C, 10%B), cada uno compuesto por un 20% fijo de Perlita.

2.2. Actividad enzimática de la β -glucosidasa.

La actividad enzimática de la β -glucosidasa se determinó a partir de la metodología descrita por Alef y Nannipieri (1995). Esta actividad mostró diferencias significativas ($p \leq 0,05$) entre los tratamientos y fluctuó entre 301 a 706 ($\mu\text{g } p\text{NF g sustrato seco}^{-1} \text{ h}^{-1}$) (Figura 8). El mayor valor se observó en el tratamiento control (T1) basado en 80% turba ($706 \mu\text{g } p\text{-NF g sustrato seco}^{-1} \text{ hora}^{-1}$) y T3 ($591 \mu\text{g } p\text{-NF g sustrato seco}^{-1} \text{ hora}^{-1}$)

compuesto de 70% de turba, 5% de compost y 5% de biocarbón (Figura 8). Se mostró una menor actividad en T5 (301 $\mu\text{g p-NF g sustrato seco}^{-1} \text{ hora}^{-1}$) compuesto de 60% turba, 10% de compost y 10% de biocarbón (Figura 8).

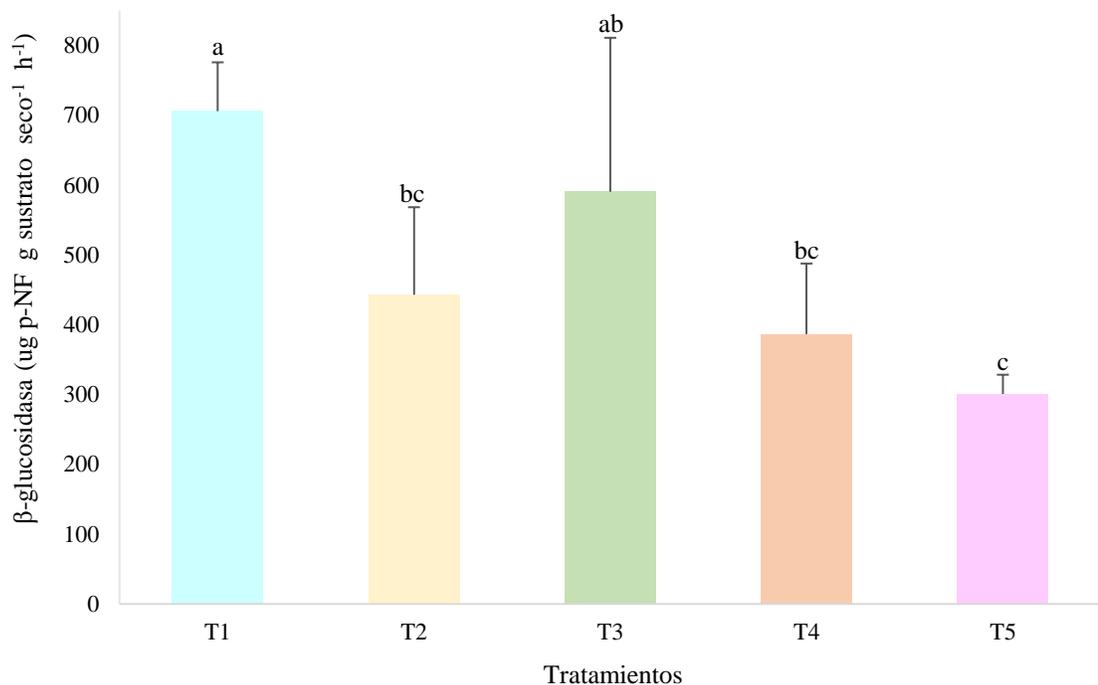


Figura 8. Gráfico de barra de la actividad enzimática de la β -glucosidasa de los tratamientos evaluados al final del ensayo. Barras de error indican la desviación estándar de los datos. Las diferencias significativas entre tratamientos se indican con letras diferentes (orden descendente), con un $p \leq 0,05$. Donde T1 (80% T), T2 (70% T, 10% C), T3 (70% T, 5% C, 5% B), T4 (60% T, 20% C) y T5 (60% T, 10% C, 10% B), cada uno compuesto por un 20% fijo de Perlita.

2.3. Actividad enzimática de la Ureasa.

La actividad enzimática de la ureasa se determinó a partir de la metodología descrita por Kandeler y Geber (1988). Esta actividad no reflejó diferencias significativas ($p > 0,05$) entre los tratamientos y fluctuó entre 89 y 127 ($\mu\text{g N-NH}_4 \text{ g sustrato seco}^{-1} \text{ h}^{-1}$) (Figura 9). Sin embargo, se identifica que el tratamiento con una mayor actividad enzimática fue T3 y el de menor actividad T5 (Figura 9).

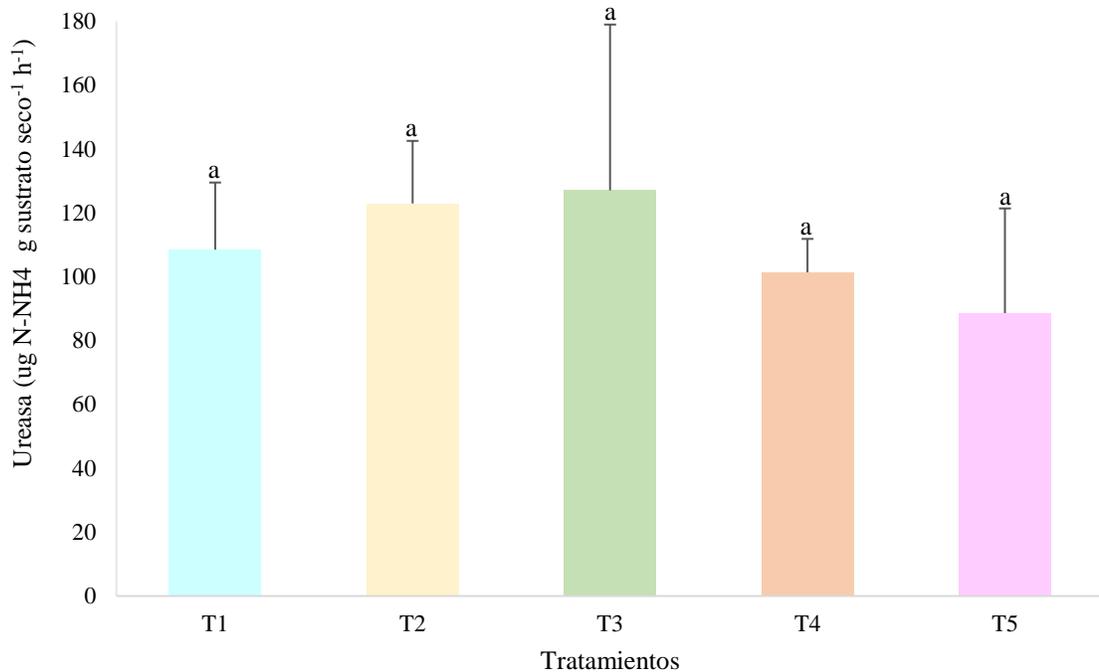


Figura 9. Gráfico de barra de la actividad enzimática de la ureasa de los tratamientos evaluados al final del ensayo. Barras de error indican la desviación estándar de los datos Donde T1(80%T), T2 (70%T,10%C), T3 (70%T, 5%C, 5%B), T4 (60%T, 20%C) y T5 (60%T, 10%C, 10%B), cada uno compuesto por un 20% fijo de Perlita.

- Evaluación del estado de crecimiento aéreo y subterráneo de las plantas de lechuga.

El análisis del crecimiento aéreo en la forma de masa seca aérea y altura de plantas, y subterráneo de las plantas de lechuga, medido como largo, volumen, área superficial, y número de puntas de raíces, se llevó a cabo con la finalidad de correlacionarlas con las propiedades biológicas de los sustratos (tratamientos).

3.1. Altura de las plantas.

La altura de las plantas determinada a partir del método dimensional y el análisis de varianza reflejó que no existieron diferencias significativas ($p>0,05$) entre los tratamientos (Figura). Sin embargo, se identificó que los tratamientos compuestos con biocarbón (T3 y T5) obtuvieron los menores valores de la altura de planta en comparación a los demás tratamientos (Figura).

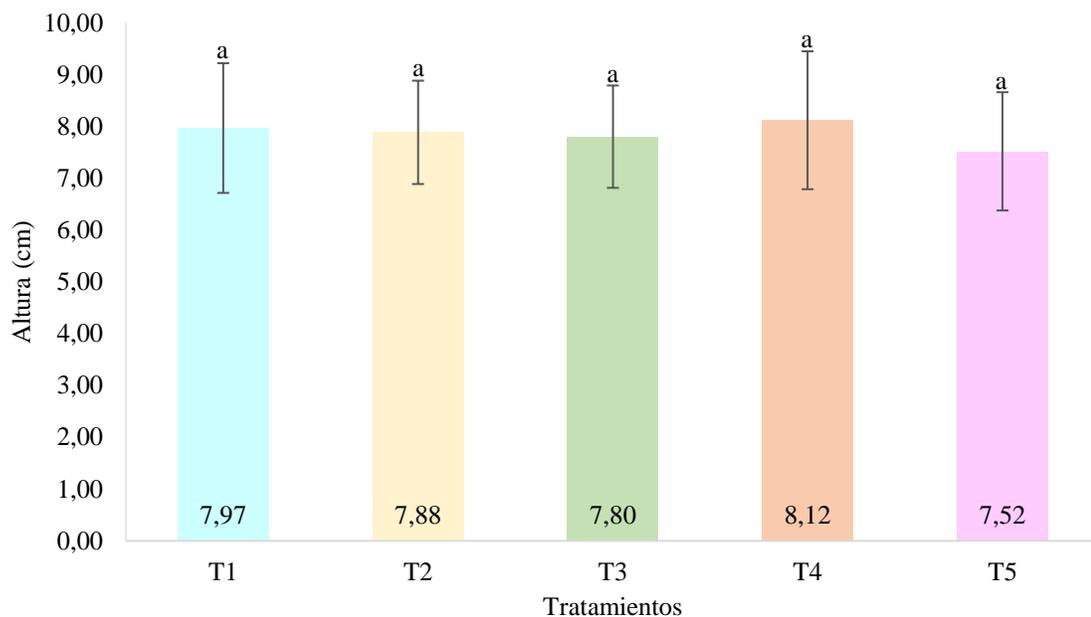


Figura 10. Gráfico de barra de la altura (cm) de las plantas de lechuga (variedad Hoja de Roble) evaluadas al final del ensayo, por tratamiento. Barras de error indican desviación estándar de los datos. Donde T1 (80% T), T2 (70% T, 10% C), T3 (70% T, 5% C, 5% B), T4 (60% T, 20% C) y T5 (60% T, 10% C, 10% B), cada uno compuesto por un 20% fijo de Perlita.

3.2. Masa seca aérea total.

La masa seca (MS) aérea total obtenida a partir de la diferencia entre masa seca y fresca aérea, fluctuó entre 1,79 y 1,89 g. Esta no evidenció diferencias significativas ($p>0,05$) entre el uso de turba, compost o biocarbón, aunque se identificó que los tratamientos compuestos por biocarbón (T3 y T5) presentaron los menores valores de masa seca aérea (Figura 10).

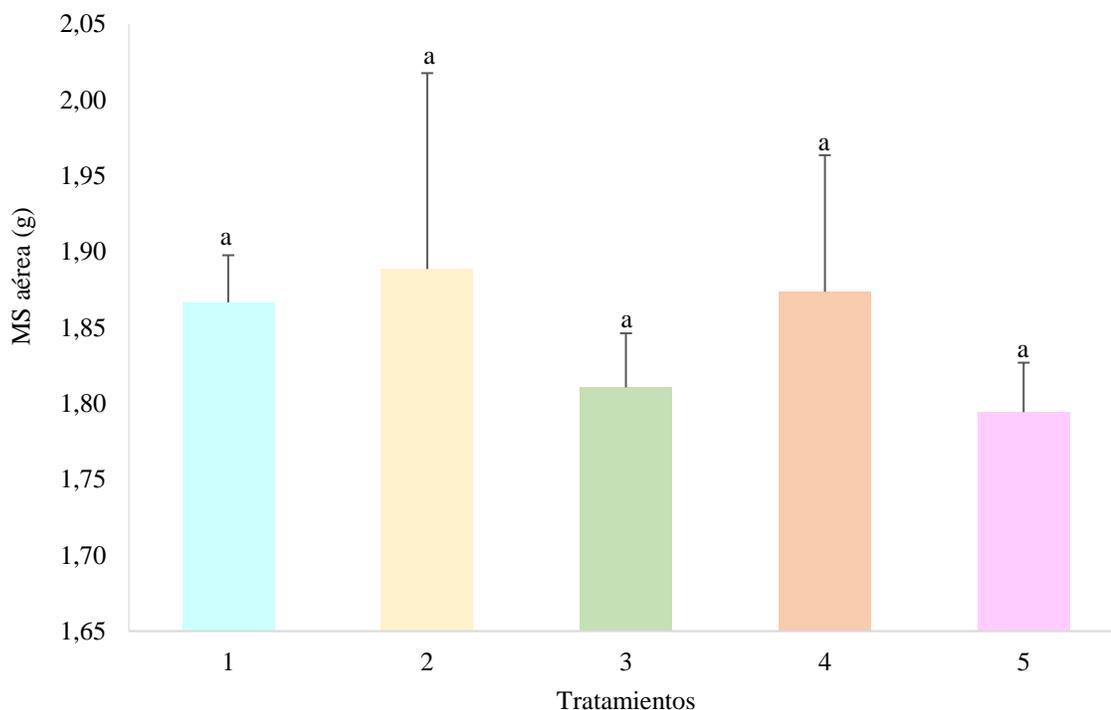


Figura 10. Gráfico de barra de la Masa Seca (MS, g) aérea de las plantas de lechuga (variedad Hoja de Roble) evaluadas al finalizar el ensayo, por tratamiento. Barras de error indican desviación estándar de los datos. Donde T1-control (80%T), T2 (70%T,10%C), T3 (70%T, 5%C, 5%B), T4 (60%T, 20%C) y T5 (60%T, 10%C, 10%B), cada uno compuesto por un 20% fijo de Perlita.

3.3. Características morfológicas de las raíces.

La determinación de las características morfológicas de las raíces se obtuvo a partir de la digitalización de las raíces de las plantas de lechuga, con el uso del software WinRHIZO 2019a (Regent Instruments Inc., Quebec, Canadá), el cual entregó en detalle cuatro variables de raíces (largo, área superficial, volumen y numero de puntas). Estas fueron clasificadas en dos clases a partir del rango de diámetro de raíz expuesto por Zobel y Waisel (2010), las que correspondieron a Clase 1 (0 a 0,05 mm) y Clase 2 (0,05 a 0,75 mm).

Por otro lado, ya que las características morfológicas de las raíces (largo, volumen y área superficial de raíces) no cumplían los supuestos del análisis de varianza y prueba de hipótesis, post transformación de datos, se procedió implementar un modelo mixto para modelar la estructura de la varianza de los tratamientos. A diferencia de la variable número de puntas, que, al ser una variable de conteo, se utilizó un modelo lineal generalizado con distribución de Poisson.

3.3.1. Largo de raíces (en inglés, *root lenght*).

El modelo mixto que se implementó para analizar la variable largo de raíces mostró diferencias significativas ($p \leq 0,05$) entre tratamientos en ambas Clases (1 y 2) (Tabla 9). En la Clase 1, los valores más altos los obtuvieron T3 (22,1 cm) y T2 (21,7 cm), mientras que el valor más bajo lo obtuvo T5 (19,4 cm) (Tabla 9). Para el caso de la Clase 2, el mayor largo de raíz lo alcanzo T2 (2,5 cm) seguido de T1 (2,4 cm), mientras que el menor largo de raíz lo obtuvo T5 (1,4 cm) (Tabla 9).

Tabla 9. Valores de la media del Largo de raíces (L, cm) clasificadas en dos clases de diámetro de raíces denominadas L1 (0 a 0,5 mm) y L2 (0,55 a 0,75 mm), junto la desviación estándar (DE) por tratamiento.

Tratamiento	L1	L2
T1	21,3 ± 3,8 ab	2,4 ± 1,0 a
T2	21,7 ± 3,0 a	2,5 ± 1,0 a
T3	22,1 ± 3,1 a	1,6 ± 0,5 b
T4	21,3 ± 6,7 ab	2,3 ± 0,8 a
T5	19,4 ± 3,4 b	1,4 ± 0,5 c

Valores en las columna con letras diferentes indican diferencias significativas ($p \leq 0,05$) usando la prueba de comparación múltiple de LSD con 5% de significancia, orden de letras en forma descendente. Donde T1-control (80% T), T2 (70% T, 10% C), T3 (70% T, 5% C, 5% B), T4 (60% T, 20% C) y T5 (60% T, 10% C, 10% B), cada uno compuesto por un 20% fijo de Perlita.

3.3.2. Área superficial (en inglés, *superficial area*)

El modelo mixto que se implementó para analizar la variable área superficial de raíces evidenció diferencias significativas ($p \leq 0,05$) entre los tratamientos en ambas clases (1 y 2) (Tabla 10). En la Clase 1, la mayor área superficial la obtuvo T2 (1,34 cm²) y la

menor fue alcanzada por T5 (0,99 cm²) (Tabla 10). Asimismo, la Clase 2 mostró valores altos de área superficial en T2 (0,57 cm²) seguido de T4 (0,55 cm²), mientras que el valor más bajo lo obtuvo T5 (0,33 cm²) (Tabla 10).

Tabla 10. Valores de la media del Área superficial (AS, cm²) de las raíces clasificadas en dos clases de diámetro de raíces denominadas AS1 (0 a 0,5 mm) y AS2 (0,55 a 0,75 mm), junto la desviación estándar (DE) por tratamiento.

Tratamiento	AS1	AS2
T1	1,3 ± 0,3 ab	0,54 ± 0,2 a
T2	1,3 ± 0,2 a	0,57 ± 0,3 a
T3	1,1 ± 0,2 b	0,39 ± 0,1 b
T4	1,2 ± 0,4 bc	0,55 ± 0,2 a
T5	1 ± 1,0 c	0,33 ± 0,1 c

Valores en las columna con letras diferentes indican diferencias significativas ($p \leq 0,05$) usando la prueba de comparación múltiple de LSD con 5% de significancia, orden de las letras en forma descendente. Donde T1-control (80%T), T2 (70%T,10%C), T3 (70%T, 5%C, 5%B), T4 (60%T, 20%C) y T5 (60%T, 10%C, 10%B), cada uno compuesto por un 20% fijo de Perlita.

3.3.3. Volumen de raíces (en inglés, *root volumen*)

El modelo mixto que se implementó para analizar la variable de volumen de raíces exhibió diferencias significativas ($p \leq 0,05$) entre los tratamientos en ambas Clases (1 y 2) (Tabla 11). En la Clase 1, los mayores volúmenes de raíces los obtuvieron T2 (0,008 cm³), seguido de T1 (0,008 cm³), y el más bajo lo obtuvo T5 (0,007 cm³) (Tabla 11). Para el caso de la Clase 2, el valor más alto de volumen de raíz lo alcanzo T2 (0,013 cm³), y el más bajo lo obtuvo T5 (0,008 cm³) (Tabla 11).

Tabla 11. Valores de la media del Volumen (V, cm³) de las raíces clasificadas en dos clases de diámetro de raíces denominadas V1 (0 a 0,5 mm) y V2 (0,55 a 0,75 mm), junto la desviación estándar (DE) por tratamiento.

Tratamiento	V1	V2
T1	0,008± 0,0 ab	0,011 ± 0,0 a
T2	0,008± 0,0 a	0,012± 0,0 a
T3	0,006± 0,0 c	0,008 ± 0,0 b
T4	0,007± 0,0 bc	0,012 ± 0,0 a
T5	0,006± 0,0 c	0,007 ± 0,0 c

Valores en las columna con letras diferentes indican diferencias significativas ($p \leq 0,05$) usando la prueba de comparación múltiple de LSD con 5% de significancia, orden de las letras en forma descendente. Donde

T1-control (80%T), T2 (70%T,10%C), T3 (70%T, 5%C, 5%B), T4 (60%T, 20%C) y T5 (60%T, 10%C, 10%B), cada uno compuesto por un 20% fijo de Perlita.

3.3.4. Número de puntas (en inglés, *number of tips*)

El modelo lineal generalizado que se implementó para analizar la variable número de puntas manifiesto diferencias significativas ($p \leq 0,05$) entre los tratamientos solamente en la Clase 1 (Número de Puntas 1—NP1), a diferencia de la Clase 2 (Número de Puntas—NP2) donde no se hallaron diferencias significativas (ns, $p > 0,05$) (Tabla 12). En la Clase 1, el mayor número de puntas lo presentó T3 (62 puntas) y el menor lo obtuvo T2 (33 puntas) (Tabla 12). Por otro lado, para el caso de la clase 2, el mayor valor fue observado en T1 (0,66 puntas), seguido por T2 (0,52 puntas), mientras que el menor número de puntas lo obtuvo T5 (0,31 puntas).

Tabla 12. Valores de la media del Número de puntas (NP, conteo simple) de raíces clasificadas en dos clases de diámetro de raíces NP1 (0 a 0,5 mm) y NP2 (0,55 a 0,75 mm), junto la desviación estándar (DE) por tratamiento.

Tratamiento	NP1	NP2
T1	49 ± 22,5 ab	0,66 ± 0,5 a
T2	33 ± 9,7 b	0,52 ± 0,4 a
T3	62 ± 24,8 a	0,40 ± 0,2 a
T4	52 ± 22,6 a	0,36 ± 0,3 a
T5	59 ± 20,0 a	0,31 ± 0,2 a

Donde T1-control (80%T), T2 (70%T,10%C), T3 (70%T, 5%C, 5%B), T4 (60%T, 20%C) y T5 (60%T, 10%C, 10%B), cada uno compuesto por un 20% fijo de Perlita. Valores en las columna con letras diferentes indican diferencias significativas ($p \leq 0,05$) usando la prueba de comparación múltiple de LSD con 5% de significancia, orden de las letras en forma descendente.

4. Relación entre las propiedades biológicas de los sustratos con las variables del estado de crecimiento aéreo de *Lactuca sativa* (variedad Hoja de Roble) y morfológicas de las raíces.

La relación entre las propiedades biológicas de los sustratos y las variables del estado de crecimiento aéreo de las plantas de lechuga (variedad Hoja de Roble) y morfológicas de las raíces de éstas fue determinada a partir de un análisis de correlación lineal con un $n=15$. Se consideró una correlación baja ($r \leq 0,20$), moderada ($0,20 \leq r \leq$

0,60), alta ($0,60 \leq r \leq 1$), positiva (+) o negativa (-) por su signo acompañante y una asociatividad significativa con un $p \leq 0,05$.

Se presentaron correlaciones lineales positivas significativas entre el crecimiento aéreo y la morfología de las raíces de *Lactuca sativa*. En particular, la masa seca aérea se correlacionó significativamente con el largo de raíces (en ambas clases de diámetros) y el área superficial (AS1) de las raíces de las plantas de lechuga evaluadas (Tabla 13). Por otro lado, se destaca que no se observaron correlaciones lineales positivas significativas entre las propiedades biológicas de los sustratos y las características morfológicas de las plantas de lechuga (Tabla 13).

Tabla 13. Matriz de los Coeficientes de correlación de Pearson (r) y significancia ($p \leq 0,05$) de la correlación lineal entre las variables de las propiedades biológicas (UFCs, actividad enzimática de la ureasa y β -glucosidasa) y las variables de crecimiento aéreo (Masa seca y altura de plantas) de la plantas de lechuga y morfológicas de las raíces (largo de raíces, área superficial, volumen de raíces y numero de puntas) de éstas, con un $n=15$.

	L1	L2	AS1	AS2	V1	V2	NP1	NP2	Altura de plantas	MS aérea	β -glucosidasa	Ureasa	UFCs
L1		0,42 ns	0,85 *	0,39 ns	0,82 *	0,17 ns	0,35 ns	0,47 ns	0,33 ns	0,55 *	0,34 ns	$2,2 \times 10^{-4}$ ns	0,09 ns
L2			0,78 *	0,89 *	0,34 ns	0,74 *	-0,15 ns	0,77 *	-0,11 ns	0,54 *	0,19 ns	-0,03 ns	0,38 ns
AS1				0,62 *	0,75 *	0,52 *	0,07 ns	0,76 *	0,20 ns	0,64 *	0,34 ns	0,07 ns	0,29 ns
AS2					0,17 ns	0,69 *	-0,04 ns	0,59 *	-0,05 ns	0,44 ns	0,02 ns	-0,23 ns	0,41 ns
V1						0,15 ns	0,22 ns	0,40 ns	0,18 ns	0,42 ns	0,45 ns	0,05 ns	0,09 ns
V2							-0,28 ns	0,65 *	-0,18 ns	0,19 ns	-0,04 ns	0,07 ns	0,24 ns
NP1								0,21 ns	0,11 ns	-0,17 ns	0,23 ns	-0,42 ns	-0,27 ns
NP2									0,02 ns	0,39 ns	0,45 ns	0,02 ns	$-1,8 \times 10^{-3}$ ns
Altura plantas										0,31 ns	0,10 ns	0,15 ns	-0,11 ns
MS aérea											0,26 ns	0,12 ns	0,06 ns
β -glucosidasa												0,07 ns	-0,18 ns
Ureasa													0,09 ns
UFCs													

La significancia de las correlaciones se midió a partir de un $p \leq 0,05$ (*). La abreviatura “ns”, identifica a los valores no significativo, con un $p > 0,05$.

Por otra parte, al realizar una correlación lineal con un $n=15$ para las variables biológicas y un $n=150$ para las variables de crecimiento aéreo de las plantas de lechuga y morfológica de las raíces, se presentaron correlaciones lineales moderadas positivas significativas entre la actividad enzimática de la β -glucosidasa con: la Clase 2 del largo y

el volumen de raíces; y entre la actividad de la Ureasa con: la Clase 1 del número de puntas (Apéndice, Tabla 2).

Adicional a las correlaciones paramétricas de Pearson se llevó a cabo una correlación lineal no paramétrica de Spearman con un $n=15$ para ambas variables, la cual presentó una correlación lineal moderada negativa y significativa ($p \leq 0,05$) entre la Clase 1 del número de puntas con la actividad enzimática de la Ureasa (Apéndice, Tabla 3).

DISCUSIÓN

La utilización de turba como componente de los sustratos para cultivos hortícolas ha generado una gran preocupación ambiental debido a que su uso no es sostenible en el tiempo, esto, ya que la turba es un recurso no renovable y su extracción desde las turberas (que conforman un tipo de humedal) genera la destrucción de estos ecosistemas naturales y el aumento de la emisión de dióxido de carbono (gas de efecto invernadero) (Méndez *et al.*, 2017). Por esta razón, está latente la necesidad de buscar nuevas alternativas en sustitución parcial o total al uso de este material, con una alta calidad y bajo costo en la preparación de sustratos para contenedores (Ceglie *et al.*, 2015). En este contexto surgen como alternativas sostenibles y amigables con el medioambiente el empleo de materiales orgánicos, como el compost y el biocarbón. Sin embargo, antes de integrarlos como alternativas a la turba deben ser evaluados física, química y biológicamente.

Caracterización físico-químicas de los sustratos

Previo a la utilización de sustratos, se deben tener en cuenta las características físico-químicas de los materiales orgánicos e inorgánicos a emplear, ya que estos son los que determinaran el comportamiento de los sustratos (Gayosso *et al.*, 2018) respecto al crecimiento del cultivo (Stewart, 2020). Por lo tanto, al momento que estos materiales se adapten y cumplan tanto con las características físicas adecuadas para uso en sustratos como con las propiedades químicas óptimas para el desarrollo de la planta (Cabrera, 1999; Cruz-Crespo *et al.*, 2013; Caron *et al.*, 2015; Barbaro y Karlanián, 2020), se pueden considerar como alternativas a la turba, sin infringir en riesgos que perjudiquen el crecimiento de los cultivos en contenedores.

La caracterización física y química de sustratos es un paso esencial para asegurar una óptima germinación, sobrevivencia, desarrollo y calidad de un cultivo (Cruz-Crespo *et al.*, 2013; Villegas *et al.*, 2017; Gayosso *et al.*, 2018). Se considera fundamental evaluar

primero las propiedades físicas, debido a su efecto en la disponibilidad de agua y la capacidad de aireación (Villegas *et al.*, 2017), ya que estas no pueden ser modificadas posterior al establecimiento del cultivo (Cruz-Crespo *et al.*, 2013; Soto, 2014; Villegas *et al.*, 2017, Nobile *et al.*, 2020; Gayosso, 2018). Por otro lado, las propiedades químicas dependiendo del origen del material y el grado de descomposición, determinan el contenido de nutrientes disponibles en la solución y el óptimo desarrollo de las plantas (Cabrera, 1999; Cruz-Crespo *et al.*, 2013; Caron *et al.*, 2015; Gayosso *et al.*, 2018; Barbaro y Karlanián, 2020).

Entre las propiedades físicas más importantes en los sustratos son la distribución de tamaño de partículas (DTP), la densidad aparente (D_a), la capacidad de retención de agua (CRA) y la porosidad, las cuales son factores determinantes del éxito para el desarrollo de un cultivo (Quinteros *et al.*, 2011). Los rangos óptimos de DTP están establecidos entre 0,25 a 2,50 (mm) (Abad *et al.*, 1993; citado en Rodríguez, 2013; Martínez y Roca, 2011), fracción relacionada con el rango óptimo de porosidad y disponibilidad de agua (Agarwal *et al.*, 2021), rangos en los que estuvieron principalmente los sustratos elaborados en este estudio. Los valores de D_a deben ser menores o iguales a 0,4 (g cm^{-3}) (Abad *et al.*, 1993; citado en Rodríguez, 2013; Martínez y Roca, 2011), los cuales si se cumplen por los sustratos estudiados. Respecto a la CRA esta debe estar entre 55 a 70 (%) (Abad *et al.*, 1993; citado en Rodríguez, 2013; Martínez y Roca, 2011) valores óptimos que fueron sobrepasados por los sustratos evaluados en el presente estudio, independientemente de la proporción de turba utilizada, que se caracteriza por su alta capacidad de retención de agua (Barret *et al.*, 2016).

La DTP es una propiedad que da cuenta del tamaño, número y forma de poros (Gayosso-Rodríguez *et al.*, 2018) y se relaciona directamente con la CRA, la cual indica la disponibilidad agua disponible para el cultivo. En tanto la CRA, se relaciona inversamente con la densidad aparente, ya que cuando esta aumenta disminuye el espacio poroso donde se retiene el agua (Abujabhah *et al.*, 2015; Agarwal *et al.*, 2021). Además,

la CRA se relaciona con el contenido de materia orgánica, ya que esta aumenta la capacidad de retención de agua, y también con el tipo de materia orgánica, puesto que existen compuestos más o menos repelentes al agua (Perdana *et al.*, 2018). De hecho, estudios han sugerido precaución en el manejo de sustratos de cultivo basados en turba, ya que pueden ser extremadamente hidrofóbicos cuando se secan (Steiner *et al.*, 2014). En este sentido, otros estudios han destacado el potencial del biocarbón como sustituto parcial o completo de la turba en los medios de cultivo, ya que el biocarbón tiene un mejor comportamiento de rehumectabilidad que la turba, a pesar de la hidrofobicidad que presenta el biocarbón fresco (Steiner *et al.*, 2014; Zulfiqar *et al.*, 2019a). Además, es bien sabido que la carbonización de MO mejora la aromaticidad comúnmente asociada con una mayor hidrofobicidad. Sin embargo, y a pesar de la naturaleza pirolizada del biocarbón, se observó una alta capacidad de retención de agua en los medios de cultivo basados en un 60 % de turba, un 10 % de compost y un 10 % de biocarbón, probablemente debido al hecho de que las temperaturas establecidas en este estudio podrían haber aumentado la porosidad del biocarbón (Steiner *et al.*, 2014).

En los tratamientos evaluados, la mayor CRA se observó en el tratamiento control a base de turba (T1), el cual presentó un mayor porcentaje de partículas medianas (1,18 a 0,15 mm) y una menor Da. Estos resultados responden a lo señalado por Barbaro y Karlanián (2020), los cuales destacan que mientras mayor proporción de turba hay disponible en los sustratos, mayor es la CRA. Por otro lado, los tratamientos en donde se disminuyó la cantidad de turba y se usó compost, 70% de turba/10% de compost (T2) y 60% de turba/20% de compost (T4) presentaron un mayor porcentaje de tamaño de partículas grandes (2 a 4,75 mm) mayor Da y una menor CRA. Esta disminución de la CRA, de acuerdo con Barbaro y Karlanián (2020), sucede a medida que aumenta la cantidad de compost en los sustratos.

Las propiedades químicas más importantes para los sustratos son el pH, la conductividad eléctrica (CE o salinidad), además de otras que no se incluyeron en este

estudio como la capacidad de intercambio catiónico (CIC) y la relaciones atómicas (por ejemplo, C:N, H:C, entre otras). Todas estas establecen la transferencia de materia entre el sustrato y su solución (Quinteros *et al.*, 2011; Martínez y Roca, 2011; Cruz-Crespo *et al.*, 2013). El pH y la CE del sustrato son propiedades que afectan la disponibilidad de nutrientes para cultivos y microbios, y un indicador de potenciales toxicidades que impiden el desarrollo de plantas, respectivamente (Quinteros *et al.*, 2011; Martínez y Roca, 2011).

Se ha establecido un pH óptimo entre 6,0 y 6,8 como recomendación para la producción de lechuga (Flynn *et al.*, 1995). En el presente estudio, el aumento del pH en los tratamientos con biochar y compost concuerda con los estudios en *Syngonium podophyllum* (Zulfiqar *et al.*, 2019b), *Capsicum annum* (Nair y Carpenter, 2016) y *Lactuca sativa* (Chrysargyris *et al.*, 2020; Suwor *et al.*, 2020; Christou *et al.*, 2022), donde la adición de biochar y/o compost conduce a un aumento del pH (con valores que oscilan entre 6,8 y 9,5 con biocarbón y entre 6,1 y 7,7 con compost) en comparación con el pH de la turba. Los estudios señalan que el uso de biocarbón es beneficioso cuando se usa con materiales ácidos que también se usan para preparar sustratos de cultivo, ya que el biocarbón puede reemplazar el óxido de calcio que se usa para aumentar el pH (Chrysargyris *et al.*, 2020). Además, está ampliamente descrito que el compost como resultado de la mineralización de materia orgánica y el biocarbón como consecuencia de las altas temperaturas durante la pirólisis, alcanzan un pH y una CE más altos asociados con una mayor salinidad de los medios de cultivo (Abujabhah *et al.*, 2015).

Por este motivo, las características iniciales de la materia prima deben tenerse en cuenta a la hora de preparar los sustratos. Con respecto a la CE, para los medios de cultivo utilizados para una variedad de plantas, incluidas las lechugas en condiciones de invernadero, se sugieren valores menores o iguales a $0,5 \text{ dS m}^{-1}$ (Abad *et al.*, 2001; Nobile *et al.*, 2020). En el presente estudio, la CE osciló entre 0,3 (en el tratamiento a base de solo turba) y 0,6 (en el tratamiento a base de 60% de turba y 20% de compost). Estos

resultados están de acuerdo con otros estudios en los que se ha informado que los valores de EC aumentan a medida que aumentan las proporciones de compost en los medios de cultivo (Nobile *et al.*, 2020; de Falco *et al.*, 2021). Los bajos niveles de CE, y por tanto de sales, concuerdan con los resultados obtenidos de fitotoxicidad en ambas diluciones (1:10 y 1:15), que fluctuó con índices de germinación de semillas entre 298 y 555%, valores muy por encima del 80% que indica la ausencia de toxicidad en el medio (Emino y Warman, 2004). Estos altos valores de IG se debieron particularmente a un crecimiento radicular relativo (GRR) considerablemente mayor obtenido en los extractos de prueba (0,1 a 7,8 cm), que en el control (0,3 a 1,5 cm), lo que indicaría que más que haber componentes fitotóxicos en el extracto, estos estarían más bien mejorando el crecimiento vegetativo debido a las condiciones nutricionales. Sorprendentemente, los valores altos del índice de germinación obtenidos en esta investigación después de 72 h de incubación son difíciles de comparar con los resultados informados en la literatura debido a los diferentes procedimientos utilizados (p. ej., tiempo de incubación, método de extracción, especies de semillas) (Luo *et al.*, 2018); sin embargo, este bioensayo ampliamente utilizado logró su propósito de indicar posibles condiciones inhibitorias para el crecimiento de las plantas.

Evaluación de las propiedades biológicas de los sustratos

Las propiedades biológicas son fundamentales de considerar al momento de determinar la calidad de los medios sólidos utilizados para el crecimiento de las plantas, debido a los beneficios en cuanto a las condiciones nutricionales y la supresión de patógenos, entre otros (Ozores-Hampton *et al.*, 2001; Borrero *et al.*, 2006.). Las propiedades biológicas son importantes no solo para determinar el estado microbiano de los sustratos y su relación con las disponibilidad de nutrientes (Jayasinghe, 2012), sino también para evaluar la estabilidad de la materia orgánica, ya que esta puede pasar por procesos de degradación previo y post establecimiento en los contenedores (Cruz-Crespo *et al.*, 2013).

Los microorganismos heterotróficos aeróbicos están mayoritariamente presentes en sustratos con alto contenido de materia orgánica, la cual contiene fuentes de carbono y nitrógeno necesarias para el crecimiento de estos (Celis y Zagal, 2009; Paillat *et al.*, 2020). La cuantificación de las unidades formadoras de colonias (UFCs), es una forma sencilla de cuantificar la biomasa microbiana, aunque su resolución es baja (alrededor del 10% de la comunidad puede ser cultivada) no deja de ser informativa. Como su nombre lo indica, este método cuantifica las colonias de microorganismos aeróbicos, que utilizan el carbono orgánico para suplir los requerimientos de carbono, y que se pueden cultivar en las condiciones de laboratorio seleccionadas (Rojas, 2018). A pesar de que en este estudio se reconocen diferencias en la estabilidad de la fuente de carbono del compost, el biocarbón y la turba, las UFCs no mostraron diferencias estadísticas entre los tratamientos; por lo tanto, este método se complementa mejor con otros ensayos, como los ensayos enzimáticos, para evaluar el efecto de las fuentes de carbono disponibles del compost y la influencia del biocarbón en los microbios en los medios de cultivo (Emino y Warman, 2004; Palansooriya *et al.*, 2019).

Las actividades enzimáticas son un indicador del suministro de nutrientes para las plantas y de la descomposición de la materia orgánica (Ochoa *et al.*, 2007; Prasad *et al.*, 2008; Nannipieri *et al.*, 2012; García, 2017; Aponte *et al.*, 2020). Las enzimas extracelulares (que están fuera de las células vivas) liberadas por las raíces y los microorganismos son un buen indicador biológico de la calidad del suelo (Prasad *et al.*, 2008; Nannipieri *et al.*, 2012; García, 2017; Aponte *et al.*, 2020). En esta investigación fueron analizadas las enzimas extracelulares: β -glucosidasa y la Ureasa. La β -glucosidasa es una enzima involucrada en la hidrólisis de la celulosa a glucosa (fuente de energía para los microorganismos), por lo tanto, se relaciona con la mineralización de la materia orgánica y el ciclo biogeoquímico del carbono (Alef y Nannipieri, 1995; Aponte, 2014; García, 2017). Al analizar la actividad de esta enzima, el tratamiento control a base de turba y el tratamiento con 70% de turba, 5% compost y 5% biocarbón presentaron una

mayor actividad de esta enzima. Esto se debe posiblemente a la composición de las fuentes de materia orgánica utilizada en estos sustratos, compuestos con una alta concentración de celulosa, lo cual puede conducir a que la actividad de la β -glucosidasa sea mayor, ya que esta enzima hidroliza la celulosa y las celodextrinas solubles en agua (Deng y Popova, 2011).

Estudios previos han informado una mayor actividad de β -glucosidasa en los suelos después de la fertilización orgánica (Maarit Niemi *et al.*, 2008; Paillat *et al.*, 2020), que se asocia con una mayor disponibilidad de los sustratos enzimáticos en los materiales orgánicos. En este contexto, los estudios han informado una mayor actividad enzimática (deshidrogenasa e hidrólisis de diacetato de fluoresceína) cuando se agrega compost (especialmente al 30% v/v) a la turba (Prasad *et al.*, 2008). Esto respalda el posible efecto de una mayor concentración de celulosa de los materiales orgánicos sobre la actividad de β -glucosidasa de la turba/compost evaluados en este estudio, especialmente en comparación con el biocarbón, ya que las temperaturas altas pueden descomponer la celulosa y la hemicelulosa (Lin *et al.*, 2021). Por otro lado, la mayor capacidad de retención de agua registrada en el tratamiento a base de turba y el tratamiento a base de 70 % de turba, 5 % de compost y 5 % de biocarbón podría haber mejorado la difusión de solutos y las actividades enzimáticas (Moyano *et al.*, 2013), lo que podría estar respaldado por la relación positiva entre la actividad de β -glucosidasa y la CRA ($r = 0.76$, (**¡Error! No se encuentra el origen de la referencia.**)).

Por otro lado, la Ureasa es la enzima involucrada en la hidrólisis de la urea (rompe el enlace C-N) e indicadora del nitrógeno inorgánico disponible para los microorganismos y las plantas (Nannipieri *et al.*, 2012). En este estudio no se observaron diferencias significativas en la actividad de la ureasa, a diferencia de otros estudios en suelos donde el uso de compost y biochar han mostrado un aumento en la actividad de esta enzima (Nannipieri *et al.*, 2012; Pinto *et al.*, 2019). Por el contrario, estudios previos han informado una disminución en la actividad de la ureasa en condiciones de alta

disponibilidad de N (Marcote *et al.*, 2001), lo que se puede esperar en los sustratos y enmiendas orgánicas evaluados en este estudio. Estos hallazgos contribuyen a la literatura reducida sobre el estudio de la relación entre el uso de biocarbón y microorganismos en medios de crecimiento (Kern *et al.*, 2017), los que arrojan luz sobre la necesidad de investigar más a fondo las condiciones biológicas particulares que hacen que los sustitutos de la turba sean una alternativa factible como medio de crecimientos.

Relación entre las propiedades biológicas de los sustratos y características de crecimiento de las plántulas de *Lactuca sativa* L.

Una revisión bibliografía realizada por Ho *et al.* (2022), indica que el compost como enmienda en los suelos crea un entorno favorable para el desarrollo de microorganismos, lo que conduce a un mejor crecimiento de las plantas y una mayor productividad de los cultivos. Por otro lado, Chrysargyris *et al.* (2020) han declarado el beneficio de usar biocarbón en plántulas de lechuga en relación con el aumento en la absorción de nutrientes, incluso varios estudios destacan los beneficios de usar niveles de 10 a 50% de compost, biocarbón y su combinación, en crecimiento, potencial de turgencia de la hoja, fotosíntesis y contenido de nutrientes en los cultivos (Marcote *et al.*, 2001; Kim *et al.*, 2017; Pinto *et al.*, 2019). Estos resultados permitirían explicar el efecto que se observó al utilizar 5-10% de compost y 5% de biocarbón, es decir T2 y T3, donde se registraron mayores actividades enzimáticas conjunto con un mayor desarrollo de las plantas (Tabla 9, 10, 11 y 12). Esto sugiere que el compost tiene el potencial de aumentar los rasgos aéreos y radiculares de la lechuga en comparación con el biocarbón en combinación con el compost, que en las condiciones evaluadas no parece relacionarse con los rasgos de la planta. Sin embargo, se ha informado una gran variación en las respuestas del crecimiento de las plantas al uso de biocarbón en los medios de cultivo, debido a la alta dependencia de las características de dicho material con la materia prima utilizada y el manejo del proceso de pirólisis (Kim *et al.*, 2017). Otros estudios, por el contrario, no informan efectos del biocarbón en características similares en cultivos de plantas (Steiner

et al., 2014; Banitalebi *et al.*, 2019). Estos hallazgos contrastantes probablemente podrían estar relacionados con las diferentes formas de producción mencionadas anteriormente, las fuentes de origen o la calidad del biocarbón (Zahra *et al.*, 2021). Aun así, los materiales como el compost y el biocarbón evaluados en este estudio ofrecen una alternativa que permite la sustitución parcial de la turba mientras se mantienen las características de la planta comparables a las observadas para los medios de cultivo a base de turba.

CONCLUSIONES

El compost y el biocarbón se destacan como sustitutos potenciales de la turba en la elaboración de sustratos para medios de cultivo, al lograr propiedades físicas, químicas y biológicas que aseguren la estabilidad del material y el crecimiento óptimo de las plantas. En esta investigación, el uso de compost o biocarbón no pareció mejorar las condiciones biológicas de los medios de cultivo, lo que probablemente podría deberse a la calidad de la materia prima o a la optimización de los enfoques biotecnológicos utilizados para obtener estos productos. Sin embargo, estos materiales mantuvieron la mayoría de las características de las plántulas de *Lactuca sativa* L. (variedad Hoja de Roble) obtenidas en los medios de cultivo a base de turba. Estos hallazgos arrojan luz sobre la necesidad de investigar más a fondo las propiedades bióticas y abióticas de los posibles sustitutos de la turba para evaluar el uso factible de sustratos de cultivo, y la necesidad de considerar la calidad y el procesamiento de las materias primas para obtener sustratos como medios de cultivo de alta calidad.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Abad, M., Martínez-Herrero, M. D., Martínez-García, P. F. & Martínez-Corts, J. (1993). Evaluación agronómica de los sustratos de cultivo. *Actas de Horticultura*, 11, 141-154.
- Abad, M.; Noguera, P.; Burés, S. (2001). National inventory of organic wastes for use as growing media for ornamental potted plant production: Case study in Spain. *Bioresour. Technol.*, 77, 197–200.
- Abujabhah, I., Bound, S., Doyle, R., Bowman, J. (2015). Effects of biochar and compost amendments on soil physico-chemical properties and the total community within a temperate agricultural soil. *Appl. Soil Ecol.* (2015), <http://dx.doi.org/10.1016/j.apsoil.2015.10.021>.
- Agarwal, P., Saha, S., Hariprasad, P., 2021. Agro-industrial-residues as potting media: Physicochemical and biological characters and their influence on plant growth. *Biomass Convers. Biorefinery*, 1–24.
- Alef, K., Nannipieri, P. (1995). *Enzyme activities. Methods in Applied Soil Microbiology and Biochemistry*. Elsevier, pp. 311–373. <https://doi.org/10.1016/B978-012513840-6/50022-7>.
- Alvarado, M., Solano, J. (2002). Producción de sustratos para viveros. Organismo Internacional Regional de Sanidad Agropecuaria (OIRSA). Costa Rica. 46 pp.
- Aponte, H. (2014). Efecto del tipo de agua de riego sobre las propiedades bioquímicas de suelos bajo pasto bermuda (*Cynodon dactylon*) en el Valle de Quíbor, Estado Lara, Venezuela. Trabajo de grado. Instituto Venezolano de Investigaciones Científicas.

- Aponte, H., Medina, J., Butler, B., Meier, S., Cornejo, P., Kuzyakov, Y. (2020). Soil quality indices for metal (loid) contamination: An enzymatic perspective. *Land Degradation & Development*, 31(17), 2700-2719.
- Banitalebi, G., Mosaddeghi, M. R., & Shariatmadari, H. (2019). Feasibility of agricultural residues and their biochars for plant growing media: physical and hydraulic properties. *Waste Management*, 87, 577-589.
- Barbaro, L., y Karlanián, M. (2020). Efecto de las propiedades físicas del sustrato sobre el desarrollo de plantines florales en maceta. *Ciencia del suelo*, 38(1), 01-11.
- Barrett, G.E.; Alexander, P.D.; Robinson, J.S.; Bragg, N.C., (2016). Achieving environmentally sustainable growing media for soilless plant cultivation systems— A review. *Sci. Hortic.*, 212, 220–234.
- Böhm, W. (1979). *Methods of studying root system*. Springer-Verlag, Berlin. 187p.
- Borrero, C.; Ordovas, J.; Trillas, M.I.; Aviles, M. (2006). Tomato Fusarium wilt suppressiveness. The relationship between the organic plant growth media and their microbial communities as characterized by Biolog (R). *Soil. Biol. Biochem.*, 38, 1631–1637.
- Bruns, M (2008). *Soils 412W: Soil Ecology Fall 2008. Laboratory Manual*. The Pennsylvania State University.
- Cabrera, R. (1999). Propiedades, uso y manejo de sustratos de cultivo para la producción de plantas en maceta. *Revista chapingo, Serie Horticultura*, 5(1), 5-11.
- Carlile, W. R., y Wilson, D. P. (1990). Microbial activity in growing media-a brief review. In *II Symposium on Horticultural Substrates and their Analysis, XXIII IHC 294* (pp. 197-206).

- Caron, J., Price, J., y Rochefort, L. (2015). Physical properties of organic soil: adapting mineral soil concepts to horticultural growing media and histosol characterization. *Vadose Zone Journal*, 14(6), 1-14.
- Carrere, M (2021). Explotación de turberas en Chile pone en peligro ecosistema clave para combatir el cambio climático. Mongabay. Entrevista personal.
- Ceglie, F., Bustamante, M., Amara, M., y Tittarelli, F. (2015). The challenge of peat substitution in organic seedling production: optimization of growing media formulation through mixture design and response surface analysis. PLoS ONE, 10(6), e0128600. Doi:10.1371/journal.pone.0128600.
- Celis, J., Sandoval, M., & Zagal, E. (2009). Actividad respiratoria de microorganismos en un suelo patagónico enmendado con lodos salmonícolas. *Archivos de medicina veterinaria*, 41(3), 275-279.
- Cerón, L., Melgarejo, L. (2005). Enzimas del suelo: indicadores de salud y calidad. *Acta biológica Colombiana*, 10, nro 1, 5-18.
- Christou, A.; Stylianou, M.; Georgiadou, E.C.; Gedeon, S.; Ioannou, A.; Michael, C.; Fatta-Kassinou, D (2022). Effects of biochar derived from the pyrolysis of either biosolids, manure or spent coffee grounds on the growth, physiology and quality attributes of field-grown lettuce plants. *Environ. Technol. Innov.*, 26, 102263.
- Chrysargyris, A., Prasad, M., Kavanagh, A., y Tzortzakis, N. (2020). Biochar type, ratio, and nutrient levels in growing media affects seedling production and plant performance. *Agronomy*, 10(9), 1421.
- Cruz-Crespo, E., Can-Chulim, A., Sandoval-Villa, M., Burgarín-Montoya, R., Robles-Bermúdez, A., Juárez-López, P. (2013). Sustratos en la horticultura. CONACYT. *Revista BioCiencias*, 2(2), 17-26.

- Cuevas, J. (2006). Efecto de la materia orgánica y el manejo sobre la hidrofobicidad de suelos volcánicos. *Revista de la ciencia del suelo y nutrición vegetal*, 6(2), 13-27.
- Deng, S.; Popova, I. (2011). Carbohydrate Hydrolases. In *Methods of Soil Enzymology*; Soil Science Society of America: Madison, WI, USA; Volume 9, pp. 185–209.
- De Falco, E.; Vitti, A.; Celano, G.; Ronga, D (2021). Suitability of On-Farm Green Compost for the Production of Baby Leaf Species. *Horticulturae*, 7, 512.
- De Mendiburu, F. *Agricolae: Statistical Procedures for Agricultural Research*. R package version 1.4.0, 2020. Available online: <https://cran.r-project.org/package=agricolae> (accessed on 23 November 2022).
- De la Rosa, Paneque, M., Miller, Z.A., Knicker, H. (2014). Relating physical and chemical properties of four different biochars and their application rate to biomass production of *Lolium perenne* on a Calcic Cambisol during a pot experiment of 79 days. *Science of The Total Environment*, Vol 499, 175-184. <http://dx.doi.org/10.1016/j.scitotenv.2014.08.025>.
- Di Rienzo, J.A., Casanoves, F., Balzarini, M.G., González, L., Tablada, M., Robledo, C.W. *InfoStat versión 2020*. Centro de Transferencia InfoStat, FCA, Universidad Nacional de Córdoba, Argentina. <http://www.infostat.com.ar>.
- Emino, E., Warman, P. (2004). Biological Assay for Compost Quality. *Compost Science and Utilization*, vol. 12, nro. 4, 342-348.
- Flynn, R.P.; Wood, C.W.; Guertal, E.A (1995). Lettuce response to composted broiler litter as a potting substrate component. *J. Am. Soc.Hortic. Sci.* **1995**, 120, 964–970. [CrossRef]
- García, I. (2017). Actividades enzimáticas determinadas en suelos bajo manejo agrícola sostenible.

- Gayosso, S., Borges, L., Villanueva, E., Estrada, M., Garruña, R. (2016). Sustratos para la producción de flores. *Agrociencia*, 50(5), 617-631
- Gayosso-Rodríguez, S., Villanueva-Couoh, E., Estrada-Botello, M., Garruña, R. (2018). Caracterización físico-química de mezclas de residuos orgánicos utilizados como sustratos agrícolas. *Bioagro*, 30(3), 179-190.
- Gayosso, S. (2018). *Caracterización fisicoquímica de materiales orgánicos para la producción de plantas en contenedor*. Tesis de grado. Instituto Tecnológico de Conkal.
- Ho, T. T. K., Tra, V.T., Le, T. H., Nguyen, N-K-Q., Tran, C-S., Nguyen, P-T., Vo, T-D-H., Thai, V-N., Bui, X-T. (2022). Compost to improve sustainable soil cultivation and crop productivity. *Case Studies in Chemical and Environmental Engineering*, 6, 100211.
- Huang, L. y Gu, M. (2019). Effects of biochar on container substrate properties and growth of plants—A review. *Horticulturae*, 5(1), 14.
- Jaramillo, D. (2006). Repelencia al agua en suelos: una síntesis. *Rev. Acad. Colomb. Cienc*, 30(115), 215-232, ISSN 0370-3908.
- Jayasinghe, G. (2012). Composted sewage sludge as an alternative potting media for lettuce cultivation. *Communications in soil science and plant analysis*, 43(22), 2878-2887.
- Kandeler, E., Gerber, H. (1988). Short-term assay of soil urease activity using colorimetric determination of ammonium. *Biol. Fertil. Soils* 6, 68–72. <https://doi.org/10.1007/BF00257924>.
- Kern, J., Tammeorg, P., Shanskiy, M., Sakrabani, R., Knicker, H., Kammann, C., Tuhkanen, E. M., Smidt, G., Prasad, M., Tiilikkala, K., Sohi, S., Gascó, G., Steiner, C., Glaser, B. (2017). Synergistic use of peat and charred material in growing media—an option

to reduce the pressure on peatlands. *Journal of Environmental Engineering and Landscape Management*, 25(2), 160–174.
<https://doi.org/10.3846/16486897.2017.1284665>

- Lehmann, J., Rillig, M.C., Thies, J., Masiello, C.A., Hockaday, W.C., Crowley, D. (2011). Biochar effects on soil biota—a review. *Soil Biol and Biochemistry*. 43, 1812–1836.
- Lin, Y.-L.; Zheng, N.-Y.; Lin, C.-S. (2021). Repurposing *Washingtonia filifera* petiole and *Sterculia foetida* follicle waste biomass for renewable energy through torrefaction. *Energy*, 223, 120101.
- López, J. (2018). Efectos del biochar, bokashi y compost en las dinámicas del carbono y nitrógeno en suelos con pH contrastados. Universidad de Jaén. Facultad de Ciencias Experimentales
- López, M., Crespo, Y., López, G., Quintana, Y., Abreu, L., Martínez, I. (2015). Características de substratos orgánicos acondicionados con biocarbón. Influencia en la calidad de plantas de *Talipariti elatum* (Sw.) Fryxell cultivada en tubetes. *Revista Cubana de Ciencias Forestales: CFORES*, 3(1), 1.
- Luo, Y.; Liang, J.; Zeng, G.; Chen, M.; Mo, D.; Li, G.; Zhang, D (2021). Seed germination test for toxicity evaluation of compost: Its roles, problems and prospects. *Waste Manag.*, 71, 109–114.
- Maarit Niemi, R.; Vepsäläinen, M.; Wallenius, K.; Erkomaa, K.; Kukkonen, S.; Palojarvi, A.; Vestberg, M. (2008). Conventional versus organic cropping and peat amendment: Impacts on soil microbiota and their activities. *Eur. J. Soil Biol.*, 44, 419–428.
- Maier, R.M., Pepper, I.L., Gerba, C.P. (2009). *Environmental microbiology*, 2nd Edition. Elsevier Academic Press.

- Marcote, I.; Hernández, T.; García, C.; Polo, A. (2001). Influence of one or two successive annual applications of organic fertilisers on the enzyme activity of a soil under barley cultivation. *Bioresour. Technol.*, 79, 147–154.
- Martínez, P y Roca, D. (2011). Sustratos para el cultivo sin suelo. Materiales, propiedades y manejo. ReDivia.
- Méndez, A., Cárdenas-Aguilar, E., Paz-Ferreiro, J., Plaza, C., y Gascó, G. (2017). The effect of sewage sludge biochar on peat-based growing media. *Biological Agriculture & Horticulture*, 33(1), 40-51. DOI: 10.1080/01448765.2016.1185645.
- Nair, A.; Carpenter, B (2016). Biochar rate and transplant tray cell number have implications on pepper growth during transplant production. *HortTechnology*, 26, 713–719.
- Nannipieri, P., Giagnoni, L., Renella, G., Puglisi, E., Ceccanti, B., Masciandaro, G., Fornadier, F., Moscatelli, M., Marinari, S. (2012). Soil enzymology: classical and molecular approaches. *Biology and fertility of soils*, 48(7), 743-762.
- Nobile, C., Denier, J., & Houben, D. (2020). Linking biochar properties to biomass of basil, lettuce and pansy cultivated in growing media. *Scientia Horticulturae*, 261, 109001.
- Nocentini, M., Panettieri, M., García, J., Mastrolonardo, G., Knicker, H. (2021). Recycling pyrolyzed organic waste from plant nurseries, rice production and shrimp industry as peat substitute in potting substrates. *Journal of environmental management*, Vol 277, 111436.
- Ochoa, V., Hinojosa, B., Gómez-Muñoz, B., y García-Ruíz, R. (2007). Actividades enzimáticas como indicadores de calidad del suelo en agroecosistemas ecológicos. *Iniciación a la Investigación*.

- Ozores-Hampton, M.; Obreza, T.A.; Stoffella, P.J. (2001). Weed control in vegetable crops with composted organic mulches. In *Compost Utilization in Horticultural Cropping Systems*; CRC Press: Boca Raton, FL, USA; pp. 275–286.
- Paillat, L., Cannavo, P., Barraud, F., Huché-Thélier, L., y Guénon, R. (2020). Growing medium type affects organic fertilizer mineralization and CNPS microbial enzyme activities. *Agronomy*, *10*(12), 1955.
- Palansooriya, K.N.; Wong, J.T.F.; Hashimoto, Y.; Huang, L.; Rinklebe, J.; Chang, S.X.; Bolan, N.; Wang, H.; Ok, Y.S. (2019). Response of microbial communities to biochar-amended soils: A critical review. *Biochar*, *1*, 3–22.
- Pascual, J., Ceglie, F., Tuzel, Y., Koller, M., Koren, A., Hitchings, R., y Tittarelli, F. (2018). Organic substrate for transplant production in organic nurseries. A review. *Agronomy for Sustainable Development*, *38*(3), 1-23.
- Pastor, J. (2000). Utilización de sustratos en viveros. *Terra Latinoamericana*, *17*(3), 231–235. <http://www.redalyc.org/pdf/573/57317307.pdf>
- Perdana, L.R.; Ratnasari, N.G.; Ramadhan, M.L.; Palamba, P.; Nasruddin; Nugroho, Y.S. (2018). Hydrophilic and hydrophobic characteristics of dry peat. In *IOP Conference Series: Earth and Environmental Science*; Institute of Physics Publishing: Bali, Indonesia; Volume 105.
- Pinto, R.; Brito, L.M.; Gonçalves, F.; Mourão, I.; Torres, L.; Coutinho, J. (2019). Lettuce growth and nutrient uptake response to winery waste compost and biochar. In *III International Symposium on Growing Media, Composting and Substrate Analysis*; ISHS: Milan, Italy, Volume 1305, pp. 233–240.

- Prasad, M.; Ni Chualain, D.; Maher, M.J. (2008). The effect of addition of composted greenwaste and biowaste on enzyme activity of peats of two degrees of decomposition. *Acta Hort.* 779, 59–67.
- Kim, H.; Rae Kim, K.; Yang, J.-E.; Sik Ok, Y.; Il Kim, W.; Kunhikrishnan, A.; Kim, K.-H. (2017). Amelioration of Horticultural Growing Media Properties Through Rice Hull Biochar Incorporation. *Waste Biomass Valorization*, 8, 483–492.
- Rodríguez, D. (2013). Evaluación de sustratos orgánicos alternativos en la producción de pepino (*Cucumis sativus* L) en Invernadero. Universidad Autónoma de San Luis Potosí, Facultad de Agronomía y Veterinaria. Tesis de posgrado.
- Rojas, C. (2018). Laboratorio Microflora de Suelo. Guía de laboratorio. Universidad de O'Higgins.
- Sadzawka, A., Carrasco, M., Grez, R., De La Luz, M. (2005). *Métodos de análisis de compost*. Serie Actas INIA, no. 30. ISSN0717-4810.
- Soto, A (2014). Sistemas de producción de plantines en hortalizas. Universidad Nacional Agraria, La Molina. Lima-Perú.
- Steiner, C.; Harttung, T. (2014). Biochar as a growing media additive and peat substitute. *Solid Earth*, 5, 995–999.
- Stewart, S. (2020). Efficacy of organic amendments used in containerized plant production: Part 1–Compost-based amendments. *Scientia Horticulturae*, 266, 108856.
- Suwor, P.; Jeakkhajorn, S.; Kramchote, S (2020). Effects of different compost manures application on growth of lettuces (*Lactuca sativa* L.). *Int. J. Agric. Technol.*, 16, 1257–1266.

- Varnero, M., Rojas, C., Orellana, R., Sotomayor, E. (2005). Fitotoxicidad de extractos de residuos orgánicos y su efecto sobre el índice de germinación de rabanito y pepino. *Revista de la Ciencia del Suelo y Nutrición Vegetal*, 5(2), 61-66.
- Vicencio, C. (2011). Bioestimulantes como enriquecedores de sustratos para la producción de plantines de hortalizas. *Tesis*. <http://repositorio.uchile.cl/bitstream/handle/2250/112337/MemoriaCarlosVicencio.pdf?sequence=1>
- Villegas, O., Domínguez, M., Albavera, M., Andrade, M., Sotelo, H., Martínez, M., Aguilar, M., Castillo, C., Magadan, M. (2017). *Sustrato como material de última generación*. OmniaScience. Universidad Autónoma del Estado de Morelos.
- Zahra, M.B.; Aftab, Z.E.H.; Akhter, A.; Haider, M.S. (2021). Cumulative effect of biochar and compost on nutritional profile of soil and maize productivity. *J. Plant Nutr.*, 44, 1664–1676. [CrossRef]
- Zobel, R., Waisel, Y. (2010). A plant root system architectural taxonomy: a framework for root nomenclature. *Plant Biosystems*, 144(2), 507-512.
- Zucconi, F. (1981). Evaluating toxicity of immature compost. *Biocycle*, 22(2), 54-57.
- Zulfiqar, F.; Allaire, S.E.; Akram, N.A.; Méndez, A.; Younis, A.; Peerzada, A.M.; Shaukat, N.; Wright, S.R. (2019)a. Challenges in organic component selection and biochar as an opportunity in potting substrates: A review. *J. Plant Nutr.*, 42, 1386–1401.
- Zulfiqar, F.; Younis, A.; Chen, J.(2019)b. Biochar or biochar-compost amendment to a peat-based substrate improves growth of *Syngonium podophyllum*. *Agronomy*, 9, 460.

APÉNDICES

Tabla 1. Supervivencia alcanzada al término del ensayo a partir de las 20 unidades experimentales por repetición de cada tratamiento.

Tratamiento	Repetición	Número de plantines con plantas vivas
T1	R1	17
	R2	17
	R3	17
T2	R1	15
	R2	17
	R3	20
T3	R1	20
	R2	18
	R3	18
T4	R1	19
	R2	16
	R3	15
T5	R1	19
	R2	18
	R3	20

Tabla 2. Matriz de los coeficientes de correlación (r) de Pearson y significancia ($p \leq 0,05$) de la correlación lineal entre las variables de las propiedades biológicas (UFCs, actividad enzimática de la ureasa y β -glucosidasa) y las variables de crecimiento aéreo (masa seca y altura de plantas) de la plantas de lechuga y morfológicas de las raíces (largo de raíces, área superficial, volumen de raíces y numero de puntas) de éstas, con un n de datos de 15 y 150, respectivamente.

	L1	L2	AS1	AS2	V1	V2	NP1	NP2	Altura de plantas	MS aérea	β -glucosidasa	Ureasa	UFCs
L1		0,37 *	0,89 *	0,34*	0,64 *	0,24*	0,46*	0,29 *	0,07 ns	0,34 *	-0,02 ns	0,50 ns	-0,15 ns
L2			0,66 *	0,99 *	0,40 *	0,76 *	0,02 ns	0,50 *	0,08 ns	0,34 *	0,54 *	0,12 ns	-0,05 ns
AS1				0,61*	0,70 *	0,44 *	0,25 *	0,50 *	0,05 ns	0,41 *	0,17 ns	0,38 ns	-0,07 ns
AS2					0,36 *	0,82 *	0,03 ns	0,46 *	0,09 ns	0,33 *	0,49 ns	0,12 ns	-0,04 ns
V1						0,29 *	0,19 *	0,30 *	-2,0x10 ⁻⁴ ns	0,22 *	0,25 ns	0,41 ns	0,01ns
V2							0,04 ns	0,35 *	0,08 ns	0,23 *	0,56 *	0,31 ns	-0,07 ns
NP1								0,12 ns	0,03 ns	-0,05 ns	0,04 ns	0,55 *	0,01 ns
NP2									-0,02 ns	0,16ns	0,17 ns	-0,09 ns	-0,10ns
Altura plantas										0,19 *	-0,25 ns	-0,09 ns	0,48 ns
MS aérea											0,05 ns	-0,24 ns	-0,13 ns
β -glucosidasa												0,07 ns	-0,18 ns
Ureasa													0,09 ns
UFCs													

La significancia de las correlaciones se midió a partir de un nivel de significancia con un $p \leq 0,05$ (*), correspondiendo “ns” a no significativo.

Tabla 3. Matriz de los coeficientes de correlación (r) de Spearman y significancia ($p \leq 0,05$) de la correlación lineal entre las variables de las propiedades biológicas (UFCs, actividad enzimática de la ureasa y β -glucosidasa) y las variables de crecimiento aéreo (masa seca y altura de plantas) de la plantas de lechuga y morfológicas de las raíces (largo de raíces, área superficial, volumen de raíces y numero de puntas) de éstas, con un n=15.

	L1	L2	AS1	AS2	V1	V2	NP1	NP2	Altura de plantas	MS aérea	β -glucosidasa	Ureasa	UFCs
L1		0,35 ns	0,72 *	0,43 ns	0,54 *	0,44 ns	0,36 ns	0,49 ns	0,35 ns	0,49 ns	0,28 ns	-0,10 ns	0,05 ns
L2			0,82 *	0,83 *	0,91 *	0,95 *	-0,15 ns	0,75 *	0,06 ns	0,71 *	0,30 ns	0,06 ns	0,14 ns
AS1				0,65 *	0,95 *	0,81 *	0,02 ns	0,88 *	0,28 ns	0,72 *	0,44 ns	0,18 ns	0,02 ns
AS2					0,63 *	0,93 *	-0,01 ns	0,53 *	0,12 ns	0,61 *	0,02 ns	-0,24 ns	0,19 ns
V1						0,83 *	-0,08 ns	0,87 *	0,20 ns	0,74 *	0,44 ns	0,23 ns	0,08 ns
V2							-0,10 ns	0,70 *	0,09 ns	0,72 *	0,20 ns	-0,07 ns	0,18ns
NP1								0,20 ns	0,14 ns	-0,14 ns	0,09 ns	-0,63ns	-0,36 ns
NP2									0,19 ns	0,63 *	0,45 ns	0,14 ns	-0,07 ns
Altura plantas										0,38 ns	0,40 ns	-0,14 ns	-0,21 ns
MS aérea											0,37 ns	0,13 ns	0,07 ns
β -glucosidasa												0,15 ns	-0,18 ns
Ureasa													0,14 ns
UFCs													

La significancia de las correlaciones se midió a partir de un nivel de significancia con un $p \leq 0,05$ (*), correspondiendo “ns” a no significativo.

Tabla 4. Valores medios de la evaluación de pH y CE de los material orgánicos e inorgánicos que iban a ser seleccionados para el preparación de los sustratos.

Material orgánico	pH	Conductividad eléctrica (dS/m)
Compost (Marca Rosario)	8,5	3,3
Compost (Marca Anasac) ¹	8,0	1,9
Biocarbón (Marca Chackrana)	9,0	0,8
Biocarbón preparado internamente ¹	9,1	0,5
Turba	6,2	0,3
Material inorgánico		
Perlita	7,6	0,03

¹ Materiales elegidos para la preparación de los sustratos (tratamientos).

Publicaciones

Rozas, A.; Aponte, H.; Maldonado, C.; Contreras-Soto, R.; Medina, J.; Rojas, C. (2023). Evaluation of Compost and Biochar as Partial Substitutes of Peat in Growing Media and Their Influence in Microbial Counts, Enzyme Activity and *Lactuca sativa* L. Seedling Growth. Horticulturae, 9, 168. <https://doi.org/10.3390/horticulturae9020168>